

622
1
6253
NH

ISSN 0016-5301

GAYANA

VOLUMEN 64

NUMERO 1

2000



PUBLICADO POR UNIVERSIDAD DE CONCEPCION-CHILE

**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y OCEANOGRÁFICAS
UNIVERSIDAD DE CONCEPCION
CHILE**

DIRECTOR DE LA REVISTA
Andrés O. Angulo

REEMPLAZANTE DEL DIRECTOR
Oscar Matthei J.

EDITOR GAYANA
Andrés O. Angulo

EDITOR EJECUTIVO GAYANA
Ciro Oyarzún G.

REPRESENTANTE LEGAL
Sergio Lavanchy Merino

PROPIETARIO
Universidad de Concepción

DOMICILIO LEGAL
Víctor Lamas 1290, Concepción, Chile

La Revista Gayana 1999 es una versión moderna de Gayana Oceanología y Gayana Zoología y, por lo tanto, procede a reemplazarlas. Su numeración será: volumen 63(1), continuando así la numeración de Gayana Zoología.

La Revista Gayana está relacionada con todos los aspectos de la investigación zoológica y oceanológica de Sudamérica. Los tópicos específicos cubiertos en la Revista Gayana se basan en trabajos e investigaciones originales y revisión de artículos en taxonomía, sistemática, filogenia, biogeografía y oceanología.

Se considerarán los aspectos evolutivos dentro de estos tópicos basados en morfología, fisiología, ecología, etología y paleontología.

COMITE EDITORIAL

Patrick Arnaud, Station Marine d'Endoume, Marsella, Francia. **Ariel Camousseight**, Museo de Historia Natural, Chile. **Wolf Arnz**, Alhed-Werner-Institut für Polar-und Meeresforschung Bremerhaven, Alemania. **C. Sergio Avaria**, Universidad de Valparaíso, Chile. **Jan Owe Bergström**, Kristineber Marine Biologiske Station, Kristineberg, Suecia. **Ramón Formas**, Universidad Austral de Chile, Chile. **Alberto P. Larrain**, Universidad de Concepción, Chile. **Joel Millet**, Muséum National d'Histoire Naturelle, Francia. **Víctor Marín**, Universidad de Chile, Chile. **Roberto Meléndez**, Museo de Historia Natural, Chile. **Julián Monge-Nájera**, Universidad de Costa Rica, Costa Rica. **Carlos Moreno**, Universidad Austral de Chile, Chile. **Hugo I. Moyano**, Universidad de Concepción, Chile. **Germán Pequeño**, Universidad Austral de Chile, Chile. **Linda M. Pitkin**, Natural History Museum of London, Inglaterra. **Gilbert T. Rowe**, Texas A & M University, College Station, Texas, USA. **Nelson Silva**, Universidad Católica de Valparaíso, Chile. **Raúl Soto**, Universidad Arturo Prat, Chile. **Haroldo Toro**, Universidad Católica de Valparaíso, Chile.

Subscripción:

Subscripción anual en cada serie: US\$ 23.60 (dos volúmenes al año)

Números atrasados US\$ 17.70 cada uno, excepto los números de más de 100 pp, para lo cual se deberá consultar a: gayana@udec.cl

Información en Internet:

Revista Gayana tiene su propia página Web (<http://udec.cl/publicaciones/>)

Dirección:

Revista Gayana, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción, Chile. Teléfono: 56-41-203059, Fax: 56-41-244805, E-mail: gayana@udec.cl

Indexado en Bulletin Signaletique (Abstract, CNRS, Francia); Pascal Folio (Abstract, CNRS, Francia); Periodica (Index Latinoamericano, México); Marine Sciences Contents Tables (MSCT, Index FAO); Biological Abstract (BIOSIS); Entomology Abstract (BIOSIS); Zoological Records (BIOSIS); Ulrik's International Periodical Directory; Biological Abstract.

Diseño y Diagramación
Maité Núñez R.



GAYANA

VOLUMEN 64

NUMERO 1

2000

CONTENTS

Terrestrial environments

ALARCÓN, M.E. Present state of the knowledge of the siphonaptera in Chile (Insecta: Siphonaptera) 1

PAMPLONA, D.M.; C.J. EINICKER, M. SOUTO, C.C. DE CIMA, Z. DE M. BORGES & V. CID. Diptera collection at the Museu Nacional-Brazil: System for retrieval of information and a survey on Asiloidea, Syrphidae and Cecidomyiidae collections (Insecta-Diptera) 19

QUIRÁN, E.M. & J.P. STEIBEL. Food odor effects in the recruitment system of workers in *Acromyrmex lobicornis* Emery, 1887 (Hymenoptera: Formicidae) 43

RODRÍGUEZ, M. & A.O. ANGULO. Stridulatory apparatus and bioacoustic model of call song of two species of Gryllidae from Chile (Orthoptera: Ensifera: Tettigonioidea: Gryllidae) 47

VARGAS, P. New species of humicolous microgastropod from Chile, *Radiodiscus quillajicola* spcc. nov. (Stylommatophora: Charopidae) 61

Aquatic environments

ALVEAL, K.; H. ROMO, P. GUTIÉRREZ & M. NÚÑEZ. Sieve wall, initial stage on the cellular wall construction in Phaeophyta 67

DE LOS RÍOS, P. Morphometric description of the *Artemia* (Leach, 1819) population of "El Convento" salt pond (Valparaíso, Chile) 79

MOYANO, H.I. & H. RISTEDT. The Sclerodomidae (Bryozoa) of the eastern Weddel sea collected during the Antarctic I, II, V expeditions of the R/V Polarstern 83

VIGLIANO, P. H. & M. ALONSO. Economic potential of sport fishing in Argentina: A not well known type of artisanal fishing and its possible impact on regional economies of developing countries 109

ZAPATA, J.; M. MARCHANT & J. OLIVARES. Presence and data about reproductive cycle of *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839) (Foraminifera: Rosalinidae) in Chilean oceanic islands 115



GAYANA

VOLUMEN 64

NUMERO 1

2000

CONTENIDO

Ambiente terrestre

ALARCÓN, M.E. Estado actual del conocimiento de los sifonápteros presentes en Chile (Insecta: Siphonaptera) 1

PAMPLONA, D.M.; C.J. EINICKER, M. SOUTO, C.C. DE CIMA, Z. DE M. BORGES Y V. CID. Colección de Díptera del Museu Nacional-Brasil: Sistema de recuperación de información y una investigación sobre las colecciones de Asiloidea, Syrphidae y Cecidomyiidae (Insecta: Díptera) 19

QUIRÁN, E.M. Y J.P. STEIBEL. Efecto del olor asociado a la fuente de alimento en el sistema de reclutamiento en obreras de *Acromyrmex lobicornis* Emery, 1887 (Hymenoptera: Formicidae) 43

RODRÍGUEZ, M. Y A. O. ANGULO. Aparato estridulador y modelo bioacústico del llamado de dos especies de Gryllidae presentes en Chile (Orthoptera: Ensífera: Tettigoniioidea: Gryllidae) 47

VARGAS, P. Nueva especie de microgastrópodo húmico para Chile, *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. (Stylommatophora: Charopidae) 61

Ambiente acuático

ALVEAL, K.; H. ROMO, P. GUTIÉRREZ Y M. NÚÑEZ. Tabiques cribados, fase inicial en la estructuración de paredes celulares en Phaeophyta 67

DE LOS RÍOS, P. Descripción morfométrica de la población de *Artemia* (Leach, 1819) de Salina El Convento (Valparaíso, Chile) 79

MOYANO, H.I. Y H. RISTEDT. Los Sclerodomidae (Bryozoa) del Mar de Weddell Oriental recolectados durante las expediciones antárticas I, II y V del buque de investigación Polarstern 83

VIGLIANO, P.H. Y M. ALONSO. Potencial económico de la pesca recreacional en Argentina: Una forma de pesca artesanal poco conocida y su posible impacto en economías regionales de países no desarrollados 109

ZAPATA, J.; M. MARCHANT Y J. OLIVARES. Presencia y antecedentes del ciclo reproductivo de *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839) (Foraminífera: Rosalinidae) en islas oceánicas chilenas 115

“Los infinitos seres naturales no podrán perfectamente conocerse sino luego que los sabios del país hagan un especial estudio de ellos”.

CLAUDIO GAY, Hist. de Chile, 1:14 (1848)

Portada:

Claudio Gay Mouret nació el 18 de marzo de 1800 en Draguignan, departamento de Yar, Francia. Fue director del Museo Nacional de Historia Natural de Santiago de Chile. Fallece el 29 de noviembre de 1873 en Deffens, Yar, a la edad de 73 años. La presente revista lleva el nombre de “GAYANA” en su homenaje.

Dr. Andrés O. Angulo
DIRECTOR REVISTA GAYANA

ESTA REVISTA SE TERMINÓ DE IMPRIMIR
EN LOS TALLERES DE IMPRESOS ANDALIÉN
CONCEPCIÓN, CHILE,
EN EL MES DE JUNIO DE 2000,
QUE SÓLO ACTÚA COMO IMPRESORA
PARA EDICIONES UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN



ESTADO ACTUAL DEL CONOCIMIENTO DE LOS SIFONAPTEROS PRESENTES EN CHILE (INSECTA: SIPHONAPTERA)*

PRESENT STATE OF THE KNOWLEDGE OF SIPHONAPTERA IN CHILE (INSECT: SIPHONAPTERA)

Mauricio E. Alarcón¹

RESUMEN

Se entrega un análisis bibliográfico acerca de las pulgas de Chile. Se incluye información histórica, taxonómica, zoogeográfica y comentarios acerca de las grandes obras de la sifonapterología mundial. El análisis de la revisión faunística demostró que la distribución, las relaciones huésped-parásito y la sistemática de los sifonápteros en Chile es pobremente conocida, ya que los estudios se han centrado principalmente en algunas grandes ciudades del norte, centro y sur del país. El resto del país se halla poco o nada reconocido en cuanto a sus sifonápteros y la mayor parte de las 91 especies actualmente conocidas se debe a trabajos en roedores, faltando estudios en aves, murciélagos, edentados y otros micromamíferos.

PALABRAS CLAVES: Pulgas, Sifonáptera, Chile, roedores.

ABSTRACT

A bibliographic review on Chilean fleas is given. Historical, taxonomic and zoogeographical information and some comments about the relevant works of universal siphonapterology are included. The analysis of the faunistic review demonstrated that the distribution, host-parasite relationship and systematic siphonaptera in Chile is practically unknown, since the studies carried out has been centered mainly upon the largest cities of Chile, having the rest been disregarded with respect to siphonaptera. The present knowledge of most of the 91 species is due to the works performed in rodents, since there is lack of studies on bird, bats, edentates and other micromamals.

KEYWORDS: Fleas, Siphonaptera, Chile, Rodent.

INTRODUCCION

Los sifonápteros son vectores de enfermedades, en los distintos estadios de su desarrollo, de ahí su importancia desde el punto de vista médico y veterinario (Ruiz, 1938; Macchiavello, 1948, 1954); por sus condiciones de hematófagos y parásitos de aves, roedores y mamíferos, entre otros, incluido el hombre, hace de este pequeño grupo su necesario y urgente conocimiento en nuestro país.

Hay registros de 9 especies parasitando al hombre (Beaucournu & Gallardo, 1991 a y b, 1992) y entre las posibles enfermedades que transmiten

destacan: Virus, como el productor de la mixomatosis en el conejo, transmitida por *Spilopsyllus cuniculi* (Dale in De La Fuente, 1994) de distribución principalmente holártica (Hopkins & Rothschild, 1953); Bacterias, como *Yersinia pseudotuberculosis pestis* (= *Pasteurella pestis*), productora de la peste bubónica en el hombre y la rata, que es transmitida por varias especies de pulgas y en especial por especies del género *Xenopsylla* y particularmente por *Xenopsylla cheopis* (Rothschild, 1903) presente en Chile, que ha causado grandes epidemias en el hombre desde tiempos inmemoriales (Macchiavello, 1948, 1954); Rickettsias, como la *R. mooseri*, productora del Tifus murino o el cestode *Hymenolepis nana* Siebl que se transmite al ingerir la larva de la pulga los huevos del cestode que son arrojados con las heces del hospedador (perro).

Actualmente el orden está representado por "2.380 especies y subespecies" (Lewis & Lewis in: Dunnet & Mardon, 1991), de las cuales 91 están

* Este artículo forma parte del trabajo de tesis de Mauricio E. Alarcón, para optar al grado de Magister en Cs. mención Zoología, Universidad de Concepción, Chile.

¹ Departamento de Zoología, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción-Chile. E-mail: mauralar@udec.cl

representadas en Chile (Beaucournu & Gallardo, 1991a y 1992b). El orden está compuesto por tres superfamilias y 16 familias. En Chile están representadas las tres superfamilias: Pulicoidea con sus dos familias: Tungidae y Pulicidae; Malacopsylloidea con una sola de sus dos familias: Rhopalopsyllidae y, Ceratophylloidea con cuatro familias de las doce: Hystrihopsyllidae, Stephanocircidae, Ischnopsyllidae, Ceratophyllidae.

A continuación se incluye la información, fundamentalmente de carácter faunístico, taxonómico y de distribución geográfica, que se conoce sobre los sifonápteros presentes en Chile.

RESULTADOS

El orden Siphonaptera originalmente incluido en los Insecta-Aptera (Lineo, 1758) comprendía 2 especies *Pulex irritans* Lineo, 1758 y *Tunga penetrans* Lineo, 1758 cuyos registros de distribución, según este mismo autor *op. cit.*, abarcaban Europa y América. Deben considerarse éstas, las primeras aproximaciones hacia el conocimiento de la sifonapterofauna chilena.

“Hay una especie que parece destinada esencialmente para hacer la guerra al hombre (*Pulex irritans* L.) y que le persigue por todas partes; hay otra especie propia del perro (*Pulex canis* Curtis, 1826) y que se encuentra en cualquier parte en donde haya estado este animal. Estos son los dos Afanípteros que pueden ser descritos aquí como hallándose esparcidos en Chile”. (Modificado de Blanchard *in*: Gay, 1852).

Este es el relato de Blanchard sobre las dos especies de pulgas que encontró en nuestro país. En relación a los hospederos, Blanchard dice: “Parece que se haya esparcida por la mayor parte de las comarcas habitadas por la especie humana”, “esta es la especie que se halla abundantemente en los perros, y según toda apariencia la misma que se encuentra en los gatos”, aludiendo a *Pulex irritans* y *Pulex canis* respectivamente.

Sobre su distribución, indica que son principalmente comunes en países cálidos, y nombra características taxonómicas distintivas que contrastan con su inclusión en el mismo género.

Las primeras descripciones, con énfasis taxonómicos en Chile, fueron hechas por Rothschild en la Revista Chilena de Historia Natural entre los

años 1904 y 1910, bajo los siguientes nombres binominales: *Ceratopsylla wolffsohni* Rothschild, 1904; *Pulex cocyti* Rothschild, 1906; *Pulex corfidii* Rothschild, 1906; *Ctenopsyllus allophylus* Rothschild, 1909a; *Stephanocircus wolffsohni* Rothschild, 1909b; *Ctenoparia inopinata* Rothschild, 1910; *Parapsyllus coxalis* Rothschild, 1910.

Luego de Rothschild y sobre todo durante los años 1930 a 1950, se produce un gran vacío en los estudios taxonómicos de los sifonápteros de Chile. Los autores nacionales se ocupan más bien de problemas de entomología aplicados a la medicina y en especial en relación a la peste bubónica: como Gallinato, 1930; Macchiavello A., 1931 *in*: Ruiz, 1938, o al Tifus Murino como es el caso de Ruiz, 1938, quien nombra las siguientes especies: *Xenopsylla cheopis* (Rothschild, 1903), *Ceratophyllus fasciatus* (Bosc d'Antic, 1831), actualmente *Nosopsyllus* (N) *fasciatus* (Bosc d'Antic, 1831), *Leptopsylla musculi* (Jordan & Rothschild, 1911), probablemente *Leptopsylla segnis* (Schönherr, 1811), *Ctenocephalus canis* y *Ctenocephalus felis*, actualmente en el género *Ctenocephalides*. Estos estudios epidemiológicos, junto al aporte de la monografía “Pulgas”, de Costa Lima y Hathaway, 1946, donde se cita para Chile 19 géneros con 24 especies, dan vida al primer “Catálogo” de ectoparásitos encontrados en Chile, publicado bajo el nombre de “Siphonaptera de la Costa Sur-Occidental de América”, primera lista y distribución zoogeográfica de Macchiavello, 1948, que se da de los sifonápteros suroccidentales (Chile, Perú y Ecuador), en el que se incluyen 7 familias, 16 subfamilias y 37 géneros, de los cuales 23 géneros con 33 especies son citados para Chile.

En el año 1953 se comienza a publicar lo que a la postre sería la más completa obra revisada de sifonápteros del mundo, el “Catálogo Ilustrado de la Colección Rothschild de Pulgas en el Museo Británico (de Historia Natural)”, publicada en cinco volúmenes entre los años 1953 y 1966 por los autores Hopkins & Rothschild. Incluyen un total de 2 superfamilias, 11 familias, 20 subfamilias, 20 tribus, 104 géneros, 17 subgéneros. De éstos, 11 géneros con 13 especies son citados para Chile. Los volúmenes constan de: glosarios, índice de abreviaciones (por volumen); morfologías externas (generales) y de estructuras internas de los especímenes (en detalle); descripciones y claves para la identificación de familias, géneros, especies y subespecies;

procedencia del material en la colección (indicando hospedero); colector, número y sexo de los individuos; mapas indicando las divisiones zoogeográficas usadas y microfotografías destacando estructuras taxonómicas importantes. Además, en los volúmenes I y II se incluye un análisis filogenético. Posteriormente en el año 1954, y con motivo de la primera reunión de los expertos en plagas, realizada en septiembre de 1949 en Ginebra, Macchiavello publica el artículo "Reservoirs and Vectors of Plague", que consta de 68 páginas, en las cuales las especies son tratadas indicando: sinonimia, distribución, capacidad de vector y la cita bibliográfica correspondiente. La información se presenta en tablas que contienen, entre otros, información de los reservorios animales susceptibles de ser infectados en África, Sudamérica, Norteamérica, Venezuela, Asia, Rusia y Oceanía. Sobre sifonápteros chilenos se hace mención sólo en la tabla número XI en el "Índice Zoológico de Sifonápteros plaga, infectados, y su distribución geográfica" a las especies *Pulex irritans* Lineo, 1758; *Echidnophaga gallinacea* (Westwood, 1875); *Xenopsylla astia* Rothschild, 1911; *Xenopsylla cheopis* (Rothschild, 1903); *Ctenocephalides canis* (Curtis, 1826); *Ctenocephalides felis felis* (Bouché, 1835); *Tunga penetrans* Lineo, 1758; *Hectopsylla suarezi* Fox, 1929; *Tiamastus cavicola* (Weyenberg, 1881); *Nosopsyllus fasciatus* (Bosc d'Antic, 1801), *Nosopsyllus londiniensis* (Rothschild, 1903). En el año 1957, Johnson publica la monografía de los sifonápteros de Sudamérica (Johnson in Beaucournu & Gallardo, 1991b). En 1968, Smit entrega datos biogeográficos y hospederos de los sifonápteros capturados en trampas de formalina por el Sr. Noodt, entre los años 1958 a 1960 en el Norte y Centro de Chile. Estas colectas dan como resultado una nueva especie para la ciencia y para la fauna chilena: *Ectinorus* (E) *splendidus* Smit, 1968 (Farellones: Santiago).

En 1972 Smit & Rosicky; publican una nueva subespecie *Ectinorus onychius angularis* Smit & Rosicky, 1972.

En 1977, Jameson & Fulk; describen 3 nuevas especies para Chile, con nuevos registros: *Delostichus smiti* Jameson & Fulk, 1977, sobre *Octodon degus* (Molina), en la provincia de Coquimbo, Parque Nacional Fray Jorge, *Tetrapsyllus contortrix* sobre *Phyllotis darwini*

(Waterhouse), en la provincia de Coquimbo, 35 km al norte de La Serena y *Tetrapsyllus simulans* Jameson & Fulk, 1977, sobre *Phyllotis darwini*, en la provincia de Coquimbo, Parque Nacional Fray Jorge. En este mismo año Beaucournu & Gallardo, sobre la base de recolecciones en *Ctenomys* (Rod., Octodontidae) describen 3 nuevas especies de pulgas para el país: *Tetrapsyllus maulinus* Beaucournu & Gallardo, 1977; *Plocopsylla fuegina* Beaucournu & Gallardo, 1977; *Plocopsylla reigi* Beaucournu & Gallardo, 1977 y citan a *Tiamastus callens* (Jordan & Rothschild, 1923) y *Polygenis platensis cisandinus* (Jordan, 1939). En 1984 Lewis & Spotorno describen: *Agastopsylla nylota euneomys* Lewis, 1984, nueva para la ciencia, sobre *Euneomys noei* Mann en Farellones. En 1986 Beaucournu *et al.* describe un nuevo Stephanocircidae, *Plocopsylla diana* Beaucournu, Gallardo & Launay, 1986. También en ese mismo año Beaucournu & Torres-Mura describen un nuevo Rhopalopsyllidae para Chile; *Tetrapsyllus satyrus* Beaucournu & Torres-Mura, 1986.

En 1988, Beaucournu *et al.* describen la hembra de *C. topali* Smit, 1963, hasta ese entonces desconocida. En 1989 Beaucournu & Gallardo agregan las siguientes siete especies a la sifonapterofauna chilena: *Polcopsylla crypta* Beaucournu & Gallardo, 1989, *Craneopsylla minerva minerva* (Rothschild, 1903), *Nonnapsylla rothschildi wagneri* Johnson, 1957; ? *Tetrapsyllus bleptus* (Jordan & Rothschild, 1923); *Tetrapsyllus elutus* Johnson, 1957; *Ectinorus nomisis* Smit, 1987 y *Tiamatus plesius* Jordan, 1942 y además dan a conocer las hembras de *T. elutus* y *E. nomisis*, el macho de *T. plesius* hasta ese entonces desconocido y agregan una nueva localidad (Belén: Tarapacá), para la reciente especie descrita para Chile: *Plocopsylla viracocha* Schramm & Lewis, 1987. Beaucournu & Kelt, 1990, en su artículo Contribución a la Fauna de Pulgas de Chile, dan a conocer las siguientes especies de sifonápteros, como nuevos para la ciencia *Ctenoparia intermedia* Beaucournu & Kelt, 1990; *Plocopsylla wilesi* Beaucournu & Kelt, 1990; *Plocopsylla silewi* Beaucournu & Kelt, 1990; *Tiamastus gallardoi* Beaucournu & Kelt, 1990. Además describen las hembras de *Listronius ulus* (Jordan & Rothschild, 1923), hasta ese entonces desconocida, y registran especies *Barreropsylla excelsa* Jordan, 1953; *Ectinorus ixanus* (Jordan, 1942); *E. levipes*

(Jordan & Rothschild, 1923); *E. onychius onychius* (Jordan & Rothschild, 1923); *Listronius ulus* y *L. fortis* (Jordan & Rothschild, 1923), como nuevas para Chile. Beaucournu & Gallardo, 1991a, como resultado de las colectas entre los 18° a 46° S del territorio chileno, agregan a su fauna de sifonápteros cuatro nuevas especies para la ciencia: *Cleopsylla vidua* Beaucournu & Gallardo, 1991; *Ectinorus uncinatus* Beaucournu & Gallardo, 1991; *E. curvatus* Beaucournu & Gallardo, 1991; *Listronius plesiomorphus* Beaucournu & Gallardo, 1991; cuatro nuevos registros para el país: *Agastopsylla boxi gibbosa* Beaucournu & Alcover, 1990; *Cleopsylla townsendi* Rothschild, 1914; *Plocopsylla consonbrina* Beaucournu & Alcover, 1990; *Ectinorus ineptus* Johnson, 1957 y algunos datos sobre depósito del material tipo, morfología y distribución para las especies: *Plocopsylla athena* Schramm & Lewis, 1987; *P. crypta* Beaucournu & Gallardo, 1989; *P. diana* Beaucournu, Gallardo & Launay, 1986 y *Tetrapsyllus bleptus* (Jordan & Rothschild, 1923).

El último aporte al conocimiento de nuestra fauna de pulgas lo aporta el "Catalogue provisoire des puces du Chili (Insecta: Siphonaptera)" de Beaucournu & Gallardo 1991b y 1992 (Tabla VI), cuyo nombre obedece a juicio de los autores a la falta de estudios en: aves, quirópteros, carnívoros, edentados. En él se entrega una nómina con 91 taxas indicando lugar de recolección y hospedero. Además incluye las instituciones donde se encuentran depositados los tipos y un mapa distribucional de las especies por provincia. La clasificación usada es la de Smit (1972) y se reubica los Tungidae al rango de subfamilia (Cheetham, 1998). Este catálogo aporta importantes datos sobre la distribución de especies y se puede deducir, según la nueva clasificación propuesta por Dunnet & Mardon, 1991, que 27 especies presentan una distribución exclusiva para el territorio, y que la familia más ampliamente representada es Rhopalopsyllidae (considerada de origen neotropical), con 7 géneros y 40 especies, y la familia Stephanocircidae (austral-neotropical), con 6 géneros y 19 especies.

En relación a los hospederos, Beaucournu & Gallardo (1991b, 1992) señalan que la frecuencia con que las pulgas son capturadas sobre uno de ellos está más en relación con: su abundancia, el modo de captura del hospedero o la repartición del mismo; que con una especialidad del parásito respecto de un hospedero en particular. Así por ejemplo, en el hombre se han

colectado nueve especies: *Pulex irritans*, *Xenopsylla cheopis*, *Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis*, *Tunga penetrans*, *Echidnophaga gallinacea*, *Tiamastus cavicola*, *Leptopsylla segnis* y *Nosopsyllus fasciatus*, las cuales también han sido colectadas en mayor o menor número.

CONCLUSIONES

La ausencia de investigadores nacionales y el poco interés por el tema, actualmente contrastan con los trabajos de Macchiavello 1948 y 1954, relacionados principalmente con las epidemias de peste que azotaron los países de las costas sur occidental de América, entre los años 1930 y 1950. Es el único especialista nacional que se ha dedicado a su estudio. Actualmente especialistas nacionales en el área no existen, y los artículos aquí revisados corresponden a trabajos en conjunto entre investigadores taxónomos extranjeros y mastozoólogos nacionales (Smit, 1968; Smit & Rosicky, 1972; Jameson & Fulk, 1977; Beaucournu & Gallardo, 1977, 1991a y b; Lewis & Spotorno, 1984; Beaucournu, Gallardo & Launay, 1986; Beaucournu, Torres-Mura & Gallardo, 1988; Beaucournu & Kelt, 1990), de los cuales el más activo ha sido Milton Gallardo del Instituto de Ecología y Evolución de la UACH en asociación con J. C. Beaucournu de la Faculté de Médecine de Rennes, Francia. Ambos gestores del último catálogo de pulgas de Chile, 1991b y 1992, cuyo resultado fue producto casi en su totalidad de investigaciones realizadas sobre roedores silvestres.

El número actual de especies conocidas para Chile es de 91 (ver Tabla I). Sin embargo, hay grupos en los cuales no se han realizado estudios, y que se conocen sólo por alguna mención ocasional, como es el caso de las aves marinas, en las cuales se han reportado especies del género *Parapsyllus* parasitando *Pterodroma cooki defilippiana* (Giglioli & Salvadori) y *Spheniscus humboldti* Meyen. Los quirópteros son también un grupo de interés en los cuales sólo se cuenta con registros hechos por Macchiavello, 1948, para las especies *Myodopsylla wolffsohni* (Rothschild, 1903), *Sternopsylla distincta* (Rothschild, 1903), *Ischnopsyllus* sp (cercano a) *reductus* (Rothschild, 1903).

Es interesante hacer notar que las modificaciones estructurales, o adaptaciones, como la ceguera aparente de *Tetrapsyllus maulinus* Beaucournu & Gallardo, 1977, es producto de la

vida subterránea de su hospedero y ellos podrían presentar interesantes casos de interacciones biológicas coevolutivas. Las pulgas pueden presentar riesgos de infección zoonótica por agentes de diversos tipos: fúngicos, virales, bacterianos y parasitarios (Banner *et al.*, 1996), la etología de los sifonápteros presenta también interrogantes como lo constituye el posible "canto de la pulga" (Smit, 1981. *In*: Beaucournu, *et al.* 1986).

Sobre la distribución de los sifonápteros chilenos de acuerdo con Beaucournu & Gallardo, 1991a y b y 1992, se puede desprender, sobre la base de los registros, que las especies se encuentran principalmente concentradas en 3 núcleos bien definidos:

- a) Zona Norte (Arica).
- b) Zona Central (Santiago, Valparaíso, Talca).
- c) Zona Sur (Concepción, Temuco, Chiloé).

Recordemos que estos datos están en estrecha relación con los hospederos y las áreas estudiadas y que existen extensas áreas de nuestro país que prometen ser ricas en nuevas especies, dadas las peculiaridades ambientales y la compleja historia biogeográfica en esas áreas, lo que condiciona una flora y fauna característica, por ejemplo: las zonas desérticas y semidesérticas de la II, III y IV Región, el extremo sur con su bosque andino patagónico y Chile insular.

Queda claro, una vez que se ha realizado el estudio bibliográfico, que el último aporte real a la fauna de sifonápteros de Chile lo realizan Beaucournu & Gallardo los años 1991b y 1992 con su catálogo provisorio de las pulgas de Chile, en el cual se deja entrever que el conocimiento de los sifonápteros en Chile recién comienza a perfilarse.

AGRADECIMIENTOS

Al Museo Nacional de Historia Natural (Santiago-Chile), en especial al Dr. Ariel Camousseight y Mario Elgueta (M. Sc) por facilitar gran parte de la literatura citada. Al Dr. Andrés O. Angulo y la Dra. Tania Olivares Z., del Laboratorio de Lepidopterología de la Universidad de Concepción, por sus infinitas sugerencias. A mis compañeros graduandos Patricio Chandía P., Patricio Vargas A. A la Srta. Myriam Daza B. y a Patricia Iribarren, por su cooperación en la redacción del abstract.

BIBLIOGRAFIA

- BANNER, B., V. ROIZEN., H. REYES & V. MUÑOZ. 1996. Animales domésticos: riesgos para la salud del niño. *Pediatr. día*, 12 (5): 275-82. Internet.
- BEAUCOURNU, J.C & M. H. GALLARDO. 1977. Quelques nouvelles puces du Chili (Siphonaptera) parasites de *Ctenomys* (Rod. Octodontidae). *Bull. Soc. Path. exot.* 70: 438-450.
- BEAUCOURNU, J.C & M. H. GALLARDO. 1989. Contribution a la faune du Chili. Puces nouvelles de la moitié nord (Siphonaptera). *Bull. Soc. Entom. France.* 94: 181-188.
- BEAUCOURNU, J.C & M. H. GALLARDO. 1991a. Siphonaptères du Chili; description de 4 espèces nouvelles (Siphonaptera). *Bull. Soc. Entom. France.* 96: 185-203.
- BEAUCOURNU, J.C & M. H. GALLARDO. 1991b. Catalogue provisoire des puces du Chili. 1ère partie (Insecta: Siphonaptera). *Bull. Soc. Fr. Parasit* 9 (2): 237-270.
- BEAUCOURNU, J.C. & M. H. GALLARDO. 1992. Catalogue provisoire des Puces du Chili. 2 éme partie (Insecta: Siphonaptera). *Bull. Soc. Fr. Parasit.* 10 (1): 93-130.
- BEAUCOURNU, J.C., M. H. GALLARDO & H. LAUNAY. 1986. Puces (Siphonaptera) nouvelles ou peu connues du Chili: description de *Plocopsylla diana* n. sp. (Stephanocircidae). *Ann. Parasit. hum. comp.* 61: 359-366.
- BEAUCOURNU, J.C. & D. A. KELT. 1990. Contribution à la faune du Chili: puces nouvelles ou peu connues de la partie sud (Insecta, Siphonaptera). *Revue suisse Zool.* 97: 647-668.
- BEAUCOURNU, J.C., J. C. TORRES-MURA & M. H. GALLARDO. 1988. Description de la femelle de *Ctenoparia topali* Smit, 1963 et clef dichotomique du genre *Ctenoparia* Rothschild, 1909 (Siphonaptera, Hystrihopsyllidae). *Ann. Parasit. hum. comp.* 63: 380 - 383.
- BEAUCOURNU, J.C. & J. C. TORRES-MURA. 1986. Un *Tetrapsyllus* nouveau du Chili (Siphonaptera, Rhopalopsyllidae). *Revue Fr. Entom. (N. S.)* 8: 9-12.
- BLANCHARD, E. 1852. Pulicidas. *In*: Gay, C. Historia física y política de Chile. 7: 325-327.
- CAMOUSSEIGHT, A. 1995. Siphonaptera. *In*: Diversidad biológica de Chile. SIMONETTI, J., M.T.K. ARROYO, A. SPOTORNO & E. LOZADA (eds.). Comité Nacional de Diversidad Biológica. Comisión Nacional de Investigación Científica y Tecnológica. Santiago, Chile. 253-255.
- CHEETHAM. 1998. *In*: BEAUCOURNU & GALLARDO. 1991b.
- COSTA LIMA, A. & C. R. HATHAWAY. 1946. Pulgas, bibliografía, catálogo e hospedadores. Monografías Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 4: 522 pp.
- DALE, *In*: DE LA FUENTE, J. 1994. Zoología de artrópodos. 1: 805 pp.
- DUNNET, G. M., & D. K. MARDON. 1991. Siphonáptera *In*: CSIRO The insects of Australia 2: 705-716.
- GALLINATO. 1930. *in* Ruiz. 1938.
- HOPKINS, G.H.E. & M. ROTHSCHILD. 1953. An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History), Tungidae and Pulicidae. British Museum, 1: 361 pp., 1 mapa y 45 láminas.

- HOPKINS, G.H.E. & M. ROTHSCHILD. 1956. An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History), Coptosyllidae, Vermipsyllidae, Stephanocircidae, Ischnopsyllidae, Hypsophthalmidae and Xiphiopsyllidae. British Museum, 2: 445 pp., 1 mapa y 32 láminas.
- HOPKINS, G.H.E. & M. ROTHSCHILD. 1962. An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History), Hystrichopsyllidae (Acedestiinae, Anomiosyllinae, Hystrichopsyllinae, Neopsyllinae, Rhadinopsyllinae and Stenoponiinae). British Museum, 3: 559 pp., 10 láminas.
- HOPKINS, G.H.E. & M. ROTHSCHILD. 1966. An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History), Hystrichopsyllidae (Ctenophthalminae, Dinopsyllinae, Doratopsyllinae and Listropsyllinae). British Museum, 4: 549 pp., 12 láminas.
- JAMESON, E.W. & G. W. FULK. 1977. Notes on some fleas (Siphonaptera) from Chile. J. Med. Entomol. 14: 401-406.
- JOHNSON. 1957. In: BEAUCOURNU & GALLARDO. 1991b.
- LEWIS, R.E. & A. E. SPOTORNO. 1984. A new subspecies of *Agastopsylla nylota* o (Siphonaptera: Hystrichopsyllidae) from Chile, with a key to the known taxa. J. Med. Entomol. 21: 392-394.
- LEWIS & LEWIS In: DUNNET & MARDON. 1991.
- LINEO, C. 1958. Systema naturae. 10: 823 pp.
- MACCHIAVELLO, A. 1931 In: RUIZ. 1938.
- MACCHIAVELLO, A. 1948. Siphonaptera de la Costa Sur-Occidental de América (Primera Lista y Distribución Zoo-Geográfica). Bol. Oficina Sanit. Panamer. 27: 412-460.
- MACCHIAVELLO, A. 1954. Reservoirs and Vectors of plague. Journal of Tropical Medicine and Hygiene. 57: 68 pp.
- NOODT. 1958 – 1960 In: SMIT. 1968.
- ROTHSCHILD, N.C. 1904. Description of a new species of Siphonaptera from South America. Rev. Chil. Hist. Nat. 8: 147 pp.
- ROTHSCHILD, N.C. 1906. New species of chilean Siphonaptera. Rev. Chil. Hist. Nat. 10: 35-39.
- ROTHSCHILD, N.C. 1909a. A new flea from Chile. Rev. Chil. Hist. Nat. 13(1): 104-106.
- ROTHSCHILD, N.C. 1909b. A new species of *Stephanocircus* from Chile. Rev. Chil. Hist. Nat. 13(2): 181-183.
- ROTHSCHILD, N.C. 1910. New chilean Siphonaptera. Rev. Chil. Hist. Nat. 14: 25-28.
- RUIZ, A. 1938. Contribución al estudio de las enfermedades parasitarias humanas transmitidas por las ratas en Concepción. Tesis de Grado para optar al título de Médico-Cirujano en la Universidad de Chile. 82 pp.
- SMIT, F.G.A.M. 1968. Siphonaptera taken in formalin-traps in Chile. Zool. Anzeig. 180: 220-228.
- SMIT, F.G.A.M. & B. ROSICKI. 1972. Some Siphonaptera from Chile. Folia Parasitol. 19:365-368.
- SMIT. 1981 In: BEAUCOURNU ET AL. 1986.
- SMIT. 1982 In: BEAUCOURNU & GALLARDO. 1991b.

Fecha de aceptación: 14.12.1999
 Fecha de publicación: 30.06.2000

TABLA I. Lista de géneros, especies, hospederos y distribución en Chile. Beaucouru & Gallardo, 1991 y 1992.

TABLE I. Checklist of genera, species, host and geographical distribution in Chile.

GENEROS Y ESPECIES	HOSPEDEROS	DISTRIBUCION
Familia Hystrichopsyllidae		
Subfamilia Hystrichopsyllinae		
G. <i>Ctenoparia</i> Rothschild, 1909		
<i>C. inopinata</i> Rothschild, 1909	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. longipilis apta</i> , <i>Ab. o. Olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Ab. divaceus brachiotis</i> , <i>Geoxus valdivianus</i> (Philippi) <i>Abrothrix sanborni</i> Osgood, <i>Oryzomys longicaudatus</i> Bennett, <i>Aconaemys porteri</i> Thomas	Argentina, Chile: Cautín, Concepción, Elqui (Coquimbo), Coyhaique (Aysén), Malleco, Osorno, Santiago, Valdivia, Valparaíso
<i>C. intermedia</i> Beaucouru & Kelt, 1990	<i>Reithrodon physodes</i> Waterhouse, <i>Auliscornys m. micropus</i> Waterhouse	Chile: Coyhaique (Aysén)
<i>C. jordani</i> Smit, 1995	<i>Oryzomys longicaudatus</i> Bennett, <i>Auliscornys micropus</i> Waterhouse	Argentina, Chile: Osorno, Valdivia
<i>C. topali</i> Smit, 1963	<i>Oryzomys longicaudatus</i> Bennett, <i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. olivaceus brachiotis</i> , <i>Ab. o. olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Auliscornys m. micropus</i> Waterhouse, <i>Abrothrix sanborni</i> Osgood, <i>Spelacopus cyanus</i> (Molina)	Argentina, Chile: Ñuble (Chillán), Chiloé, Osorno, Valdivia
Familia Ctenophthalmidae		
Subfamilia Agastopsyllinae		
G. <i>Agastopsylla</i> Jordan & Rothschild 1923		
<i>A. boxi boxi</i> Jordan & Rothschild, 1923	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Auliscornys m. micropus</i> Waterhouse <i>Abrothrix olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Reithrodon physodes</i> Waterhouse, <i>Phyllotis vanthopygus</i> (Waterhouse), <i>Abrothrix vanthorhinus</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Gral. Carrera (Aysén), Coyhaique (Aysén), Magallanes
<i>A. boxi gibbosa</i> Beaucouru & Alcover, 1990	<i>Euneomys mordax</i> Thomas, <i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Malleco
<i>A. nylota euneomys</i> Lewis, 1984	<i>Euneomys chinchilloides noei</i> Mann	Chile: Santiago
<i>A. ? hirsutior</i> Traub, 1952	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse)	Chile: Osorno

Subfamilia Neotyphlocerinae		
G. <i>Chilipsylla</i> Rothschild, 1915	<i>Dromiciops australis</i> Philippi, <i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Ab. saubornii</i> Osgood, <i>Ab. olivaceus brachioitix</i> , <i>Irenomys tarsalis</i> Philippi, <i>Auliscomys micropus</i> Waterhouse, <i>Aconaemys porteri</i> Thomas	Argentina, Chile: Cautín, Chiloé, Osorno, Valdivia
G. <i>Neotyphloceras</i> Rothschild, 1914	<i>Abrothrix</i> Waterhouse, <i>Oryzomys</i> Baird., <i>Ohyllotis</i> Waterhouse, <i>Octodon</i> Bennett, <i>Chinchillula</i> Thomas	Perú, Ecuador, Bolivia, Argentina, Chile: Aconcagua, Curicó, Santiago, Valparaíso
N. <i>crassispina</i> <i>crassispina</i> Rothschild, 1914	<i>Abrothrix</i> Waterhouse, <i>Octodon</i> Bennett, <i>Abrocoma</i> Waterhouse, <i>Phyllotis</i> Waterhouse, <i>Aconaemys</i> Ameghino, <i>Marmosa</i> Gray, <i>Oryzomys</i> Baird, <i>Reithrodon</i> Waterhouse, <i>Rattus rattus</i> Linco	Argentina, Perú, Chile: Aconcagua, Antofagasta, Elqui (Coquimbo), Gral. Carrera (Aysén), Los Andes, Quillota, Santiago, Valdivia, Valparaíso
N. <i>crassispina chilensis</i> Jordan, 1936	<i>Abrothrix</i> Waterhouse, <i>Akadon</i> Meyen, <i>Auliscomys</i> Osgood, <i>Phyllotis</i> Waterhouse, <i>Reithrodon</i> Waterhouse, <i>Octodontomys</i> Palmer, <i>Chelomys</i> Thomas, <i>Aconaemys</i> Ameghino, <i>Abrocoma</i> Waterhouse, <i>Ctenomys</i> Blainville	Argentina, Bolivia, Perú, Chile: Cautín, Copiapó, Coyhaique, Gral. Carrera (Aysén), Iquique, Magallanes, Parícuta
N. <i>crassispina hermisus</i> Jordan, 1936	<i>Abrothrix longipili</i> : Waterhouse, <i>Auliscomys micropus</i> Waterhouse, <i>Rhyncholestes rapanurii</i> Osgood, <i>Geoxus valdivianus</i> (Philippi)	Argentina, Chile: Gral. Carrera (Aysén), Chiloé, Osorno
G. <i>Craneopsylla</i> Rothschild, 1991	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse), <i>Phyllotis</i> sp.	Paraguay, Perú, Argentina, Brasil, Venezuela, Ecuador? Chile: Parícuta (Tarapacá)
C. <i>minerva minerva</i> (Rothschild, 1903)		

C. minerva wolffhuegeli (Rothschild, 1909)	Reithrodon physodes Waterhouse, Phyllotis xanthopygus Waterhouse Abrothrix sp.	Argentina, Brasil, Chile: Atacama, Gral. Carrera (Aysén)
G. Nonnapsylla Wagner, 1938		
N. rothschildi? wagneri Johnson, 1957	Ocotodontomys gliroides (Gervais & d'Orbigny), Abrocoma cinera Thomas	Perú, Chile: Iquique, Parinacota (Tarapacá)
G. Cleopsylla Rothschild, 1914	Akodon sp.	Perú, Chile: Parinacota
C. townsendi Rothschild, 1914	Rhyncholestes raphanurus Osgood	Chile: Osorno
C. vidua Beaucournu & Gallardo, 1991		
G. Sphinctropsylla Jordan, 1931	Abrothrix longipilis (Waterhouse), Ab. olivaceus (Waterhouse), Orizomys longicaudatus Bennett, Auliscomys micropus Waterhouse, Chelomys macronyx (Thomas), Geoxus valdivianus (Waterhouse), Phyllotis darwini (Waterhouse), P. xanthopygus (Waterhouse), Abrothrix xanthrinus (Waterhouse), Reithrodon physodes Waterhouse, Eumecomys mordax Thomas, Aconaemys porteri Thomas, Marmosa elegans (Waterhouse), Spalacopus cyanus (Molina)	Argentina, Chile: Cautín, Ñuble (Chillán), Chiloé, Concepción, Elqui (Coquim- bo), Coyhaique (Aysén), Gral. Carrera (Aysén), Limarí, Magallanes, Malleco, Osorno, Valdivia, Valparaíso
G. Plocopsylla Jordan, 1931	Chinchillula sahamae Thomas	Perú, Chile: Parinacota
GRUPO A Ssensu Schramm & Lewis 1988	Phyllotis xanthopygus (Waterhouse), Abrothrix longipilis (Waterhouse), Ab. olivaceus (Waterhouse), Reithrodon physodes Waterhouse, Orizomys longicaudatus Bennett, Eumecomys chinchilloides noel? Mann	Argentina, Chile: Coyhaique, (Aysén), Gral. Carrera, (Aysén), Santiago?
P. enterleini Wagner, 1931	Abrothrix xanthrinus (Waterhouse)	Chile, Gral. Carrera (Aysén)
P. levisi Beaucournu & Gallardo, 1988		
P. silewiczbeaucournu & Kelt, 1990		

<i>P. virachoti</i> Schramm & Lewis, 1987	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse), <i>Ph. Osgoodi</i> Mann, <i>Phyllotis</i> sp., <i>Auliscomys boliviensis</i> (Waterhouse), <i>Chinchillula sahanae</i> Thomas, <i>Andinomys edax</i> Thomas	Chile: Parmacota (Tarapacá)
<i>P. wilesi</i> teacourmu & Kelt, 1990	<i>Phyllotis xanthopygus</i> (Waterhouse), <i>Abrothrix xanthorhinus</i> (Waterhouse)	Chile: Gral. Carrera (Aysén)
GRUPO B Sensu Schramm & Lewis 1988		
<i>P. atina</i> Schramm & Lewis, 1987	<i>Rhyncholestes raphanurus</i> Osgood	Chile: Chiloé, Osorno
<i>P. onsobrina</i> Beaucourmu & Alcover, 1990	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Valdivia
<i>P. crypta</i> Beaucourmu & Gallardo, 1989	<i>Abrothrix olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Chile: Copiapó
<i>P. diana</i> Beaucourmu, Gallardo & Launay, 1986	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Dromiciops australis</i> Philippi, <i>Rhyncholestes raphanurus</i> Osgood, <i>Aconaemys porteri</i> Thomas	Argentina, Chile: Arauco, Cautín, Chiloé, Concepción, Malleco
<i>P. fuegina</i> Beaucourmu & Gallardo, 1978	<i>Ctenomys magellanicus magellanicus</i> Bennett	Chile: Tierra del Fuego, Última Esperanza
<i>P. reigi</i> Beaucourmu & Gallardo, 1978	<i>Ctenomys maulinus</i> Philippi, <i>Ctenomys</i> sp., <i>Abrothrix olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Chelomys macronyx</i> (Thomas), <i>Octodon degus</i> (Molina), <i>Oryzomys longicaudatus</i> Bennett, <i>Geoxus valdivianus</i> (Philippi), <i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Coyhaique (Aysén), Malleco, Santiago, Valdivia
<i>P. wolffsohni</i> (Rothschild, 1909)	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse), <i>Ab. Olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Chelomys macronyx</i> (Thomas), <i>Octodon degus</i> (Molina)	Argentina, Chile: Concepción, Elqui (Coquimbo), Nuble, Santiago, Valparaíso
Familia Ischnopsyllidae		
Subfamilia Ischnopsyllinae		
G. <i>Myodopsylla</i> Jordan & Rothschild, 1911	<i>Myotis chilensis</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Valparaíso
<i>M. isidori</i> (Weyenbergh, 1881)		

G. <i>Stenomopsylla</i> Jordan & Rothschild, 1921	<i>Tudarida brasiliensis</i> Geoffroy	Colombia, Chile: Valparaíso, Perú
S. <i>distincta</i> ? speciosa Johnson, 1957		
G. <i>Hornomopsylla</i> Rothschild, 1921	<i>Myotis chiloensis atacamensis</i> Lataste	Argentina, Perú, Chile: Tarapacá
<i>Hornomopsylla</i> sp.		
Subfamilia Ceratophyllidae		
Subfamilia Leptosyllinae		
G. <i>Leptopsylla</i> Jordan & Rothschild, 1911	<i>Homo sapiens</i> Lineo, <i>Mus musculus</i> Lineo, <i>Rattus rattus</i> Lineo, <i>R. norvegicus</i> Berkenhout (sensu) Macchiavello, 1948, <i>Marmosa elegans</i> Waterhouse, <i>Octodon degus</i> (Molina)	Cosmopolita. En Chile: de Cautín a Antofagasta (Macchiavello, 1948), Quillota, Valparaíso
L. <i>seguis</i> (Schönherr, 1811)		
Subfamilia Ceratophyllinae		
G. <i>Dasyopsyllus</i> Baker, 1905	<i>Xolmis pinope</i> (Kittlitz)	Chile: Cautín
D. (<i>Neomipsyllus</i>) <i>araucaeus</i> (Jordan & Rothschild, 1920)	<i>Scytalopus magellanicus</i> (Gmelin), <i>Scelorchilus rubecula</i> (Kittlitz) [emend <i>Scelorchilus rubecola</i>]	Chile: Cautín
D. (<i>Neomipsyllus</i>) <i>ctenopus</i> (Jordan & Rothschild, 1920)		
G. <i>Nosopsyllus</i> Jordan, 1933	<i>Rattus</i> sp., <i>Homo sapiens</i> Lineo, <i>Marmosa elegans</i> (Waterhouse), <i>Rattus rattus</i> Lineo, <i>Abrothrix olivaceus</i> (Waterhouse)	Cosmopolita. Chile: Elqui (Coquimbo), Santiago, Valparaíso, Costa de Chile hacia el sur de Concepción (Macchiavello, 1948) Bío Bío (Zunino rec.)
N. (<i>Nosopsyllus</i>) <i>fasciatus</i> (Bosc d'Antic, 1831)		
Familia Phopalopsyllidae		
Subfamilia Parapsyllinae		
G. <i>Delostichus</i> Jordan, 1942	<i>Octodon degus</i> (Molina), <i>Abrocoma bennetti</i> Waterhouse, <i>Abrothrix olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Rattus rattus</i> Lineo	Chile: Santiago, Valparaíso
D. <i>coxalis</i> (Rothschild, 1909)		

<i>D. octomys</i> [sic] Jordan, 1942	<i>Octomys minix</i> (Thomas) [sensu] Macchiavello, 1948	Argentina, Chile: "Flanco Oriental [sic] de los Andes" (Macchiavello, 1948)
<i>D. phyllotis</i> Johnson, 1957	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Perú, Chile: Santiago
<i>D. smitii</i> Jameson & Fulk, 1977	<i>Octodon degus</i> (Molina)	Chile: Elqui (Coquimbo)
G. <i>Ectinorius</i> Jordan, 1942		
<i>E. (Ectinorius) chilensis</i> Lewis, 1976	<i>Octodon degus</i> (Molina), <i>Abrocoma bennetti</i> Waterhouse, <i>Acomacmys fuscus</i> (Waterhouse)	Chile: Los Andes, Quillota, Santiago, Curicó (Talca), Valparaíso
<i>E. (Ectinorius) coryi</i> (Rothschild, 1904)	<i>Spalacopus cyanus</i> (Molina), <i>Octodon degus</i> (Molina)	Chile: Elqui (Coquimbo), Ñuble (Chillán), Santiago, Valparaíso
<i>E. (Ectinorius) curvatus</i> Beacouru & Gallardo, 1991	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Chile: Parímacota
<i>E. (Ectinorius)? herrigi</i> (Johnson, 1957)	<i>Ctenomys fulvus</i> Philippi	Perú, Chile: Antofagasta
<i>E. (Ectinorius) ineptus</i> Johnson, 1957	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Perú, Chile: Parímacota
<i>E. (Ectinorius) ixanus</i> (Jordan, 1942)	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Auliscomys m. micropus</i> Waterhouse	Argentina, Chile: Gral. Carrera (Aysén)
<i>E. (Ectinorius) levipes</i> (Jordan & Rothschild, 1923)	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Gral. Carrera (Aysén)
<i>E. (Ectinorius) martini</i> Lewis, 1976	<i>Aconaemys porteri</i> Thomas, <i>A. fuscus</i> (Waterhouse), <i>Abrothrix olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Chelomys macronyx</i> (Thomas), <i>Geoxus valdivianus</i> (Philippi)	Argentina, Chile: Cautín, Malleco
<i>E. (Ectinorius) nomisis</i> Smit, 1987	<i>Octodontomys gliroides</i> (Gervais & d'Orbigny), <i>Andinomys edax</i> Thomas	Argentina, Chile: Iquique y Parímacota (Tarapacá)
<i>E. (Ectinorius) setosicornis</i> Jordan, 1942	<i>Lagidium viscacia</i> (Molina)	Argentina, Chile: Cachapoal
<i>E. (Ectinorius) splendidus</i> Smit, 1968	<i>Euncomys chichilloides noel</i> Mann	Chile: Santiago

<i>E. (Ectinorus) uncinatus</i> Beaucournu & Gallardo, 1991	<i>Andinomys edax</i> Thomas, <i>Akodon</i> sp.	Chile: Parinacota
<i>E. (Ichyonus) onychius onychius</i> Jordan & Rpthschild, 1923	<i>Abrothrix xanthorhinus</i> (Waterhouse), <i>Phyllotis longipilis</i> , <i>Ab. Olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Auliscornys m. micropus</i> Waterhouse, <i>Eligmodontia typus</i> Cuvier, <i>Euneomys</i> sp., <i>Reithrodon physodes</i> Waterhouse	Argentina, Chile: Coyhaique (Aysén), Gral. Carrera (Aysén)
<i>E. (Ichyonus) onychius angularis</i> Smit & Rosicky, 1972	<i>Abrothrix</i> sp.	Chile: Magallanes
<i>E. (Ichyonus) onychius deplexus</i> Smit, 1987	<i>Euneomys chinchilloides noei</i> Mann	Chile: Santiago
G. <i>Listronius</i> Jordan, 1942		
<i>L. fortis</i> (Jordan & Rothschild, 1923)	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. Olivaceus</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Coyhaique (Aysén), Gral. Carrera (Aysén)
<i>L. plesiomorphus</i> Beaucournu & Gallardo, 1991	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Chelemys macronyx</i> (Thomas)	Chile: Malleco
<i>L. ulus</i> (Jordan & Rothschild, 1923)	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. Olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Reithrodon physodes</i> Waterhouse, <i>Auliscornys m. micropus</i> Waterhouse	Argentina, Chile: Coyhaique (Aysén)
G. <i>Parapsyllus</i> Enderlein, 1903		
<i>P. ambrosius</i> Smit, 1987	<i>Pterodroma cooki defilippiana</i> (Giglioli & Salvadori)	Chile: Valparaíso (Isla San Ambrosio)
<i>P. humboldti</i> Jordan, 1942	<i>Sphenicus humboldti</i> Meyen	Africa del Sur, Chile: Petorca (Aconcagua), Valparaíso
G. <i>Tetrapsyllus</i> Jordan, 1931		
<i>T. (Tetrapsyllus) amplius</i> (Jordan & Rothschild, 1923)	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse), <i>Rattus rattus</i> Lineo	Chile: Elqui (Coquimbo), Santiago, Valparaíso
<i>T. (Tetrapsyllus) contortrix</i> Jameson & Fulk, 1977	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Chile: Elqui (Coquimbo)
<i>T. (Tetrapsyllus) corfidii</i> (Rothschild, 1904)	<i>Octodon degus</i> (Molina), <i>Abrocoma bennetti</i> Waterhouse, <i>Aconaemys fuscus</i> (Waterhouse), <i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Chile: Los Andes, Santiago, Valparaíso

<i>F. (Tetrapsyllus) maulinus</i> Beaucouru & Gaillard, 1978	<i>Ctenomys m. maulinus</i> Philippi, <i>C. maulinus brunneus</i> Osgood, <i>C. mag. magellanicus</i> Bennett, <i>C. mag. luciginus</i> Philippi, <i>C. aff. Colburni</i> , <i>Ctenomys</i> sp.	Argentina, Chile, Grial Carrera (Aysén), Malleco, Talca, Tierra del Fuego
<i>T. (Tetrapsyllus) rhombus</i> Smit, 1955	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. o. olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Ab. olivaceus brachiotis</i> , <i>Auliscomys micropus</i> Waterhouse, <i>Aconemys porteri</i> Thomas, <i>Geoxus valdivianus</i> (Philippi), <i>Reithrodon physodes</i> Waterhouse, <i>Eumecomys mordax</i> Thomas, <i>Ctenomys maulinus</i> Philippi, <i>Rattus norvegicus</i> Berkenhout	Argentina, Chile: Cautín, Chiloé, Concepción, Elqui (Coquimbo), Coyhaique (Aysén), Grial Carrera (Aysén), Malleco, Osorno, Valdivia
<i>T. (Tetrapsyllus) simulans</i> Jameson & Fulk, 1977	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse), <i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Oryzomys longicaudatus</i> Bennett	Chile: Elqui (Coquimbo)
<i>T. (Tetrapsyllus) tantillus</i> (Jordan & Rothschild, 1923)	<i>Abrothrix longipilis</i> (Waterhouse), <i>Ab. olivaceus</i> (Waterhouse), <i>Reithrodon physodes</i> Waterhouse, <i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse), <i>P. xanthopygus</i> (Waterhouse), <i>Eumecomys mordax</i> Thomas, <i>Abrothrix xanthocephalus</i> (Waterhouse), <i>Auliscomys micropus</i> Waterhouse, <i>Marmosa elegans</i> Waterhouse, <i>Ctenomys magellanicus</i> Bennett, <i>Spalacopus cynus</i> (Molina)	Argentina, Chile: Bío Bío, Elqui (Coquimbo), Coyhaique (Aysén), Grial Carrera (Aysén), Limarí, Magallanes, Malleco, Santiago, Última Esperanza, Valparaíso
<i>T. (Phylliver) bleptus</i> (Jordan & Rothschild, 1923)	<i>Abrothrix</i> sp., <i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse)	Argentina, Perú, Chile: Parnacota (Tarapacá)
<i>T. (Phylliver) elatus</i> Johnson, 1957	<i>Auliscomys sublimis leucurus</i> (Thomas)	Peru, Chile: Parnacota (Tarapacá)
<i>T. (sub. gen.?) satyrus</i> Beaucouru & Torrès-Mura, 1986	<i>Aconemys porteri</i> Thomas, <i>A. fuscus</i> (Waterhouse), <i>Geoxus valdivianus</i> (Philippi), <i>Chelomys macronyx</i> (Thomas)	Argentina, Chile: Cautín, Malleco
Subfamilia Rophalopsyllinae G. Polygenis Jordan, 1939	<i>Ctenomys robustus</i> Philippi	Argentina, Chile: "Norte Grande" (Jameson & Fulk, 1977)
<i>P. (Polygenis) platenis platenis</i> (Jordan & Rothschild, 1908)	<i>Ctenomys robustus</i> Philippi, <i>C. fulvus</i> Philippi	Argentina, Chile: Antofagasta, Iquique (Tarapacá)

G. <i>Tiamastus</i> Jordan, 1939			
<i>T. callens</i> (Jordan & Rothschild, 1923)	<i>Ctenomys maulinus</i> Philippi, <i>Ctenomys</i> sp.	Argentina, Chile: Malleco, Talca	
<i>T. cavicola</i> (Weyenbergh, 1881)	<i>Cavia</i> sp.	Argentina, Ecuador, Bolivia, Perú, Chile: El Loa (Antofagasta), Arica (Tarapacá)	
<i>T. gallardoi</i> Beaucourmu & Kelt, 1990	<i>Ctenomys colburni</i>	Chile: Gral. Carrera (Aysén)	
<i>T. plesius</i> Jordan, 1942	<i>Ctenomys maulinus brunneus</i> Osgood, <i>Microcavia australis</i> (Geoffroy & d'Orbigny)	Argentina, Chile: Bío Bío	
Familia Pulicidae			
Subfamilia Archaeopsyllinae			
G. <i>Ctenocephalides</i> Stiles & Collins, 1930			
<i>C. canis</i> (Curtis, 1826)	<i>Canis</i> sp., <i>Dusicyon gracilis patagonicus</i>	Prácticamente Cosmopolita. Chile: Valparaíso	
<i>C. felis felis</i> (Bouché, 1835)	<i>Dusicyon culpaeus magellanicus</i> , <i>Canis</i> sp., (cf. supra), <i>Galictis cuja</i> , <i>Felis domestica</i> Lineo	Cosmopolita. Chile: Cavandía?, Los Andes, Valparaíso	
Subfamilia Pulicinae			
G. <i>Echidnophaga</i> Olliff, 1886			
<i>E. gallinacea</i> (Westwood, 1875)	<i>Rattus rattus</i> Lineo, <i>R. norvegicus</i> Berkenhout, <i>Cavia porcellus</i> (Lineo), <i>Homo sapiens</i> Lineo	Zonas cálidas y templadas del Globo. Chile: Antofagasta, Arica, Iquique, Tocopilla	
G. <i>Pulex</i> Lineo, 1758	<i>Homo sapiens</i> Lineo, <i>Canis familiaris</i> Lineo, <i>Ctenomys maulinus</i> Philippi	Cosmopolita	
<i>P. irritans</i> Lineo, 1758	No mencionados		pro parte Neártico y Neotropical, introducido en Hawái. Chile: Norte del país. [sensu] Hopla (1980)
<i>P. simulans</i> Baker, 1895			

Subfamilia Xenopsyllinae G. <i>Xenopsylla</i> Glinkiewicz, 1907	<i>Rattus norvegicus</i> Berkenhout	Oriental, Zonas cálidas, Chile. (Macchiavello, 1948)? Antofagasta
<i>X. astia</i> Rothschild, 1911		
<i>X. cheopis</i> (Rothschild, 1903)	<i>Rattus rattus</i> Lineo, <i>Rattus norvegicus</i> Berkenhout	Afrotropical, Chile: Antofagasta, Arica, Elqui (Coquimbo), Iquique, Santiago, Tocopilla
Subfamilia Hectopsyllinae G. <i>Hectopsylla</i> Frauenfeld, 1860	<i>Phyllotis darwini</i> (Waterhouse), <i>Abrothrix olivaceus</i> (Waterhouse)	Argentina, Chile: Limarí, Valparaíso
<i>H. cypha</i> Jordan, 1942		
<i>H. psittaci</i> Frauenfeld, 1860	<i>Columba livia</i> (Gmelin) (dom.), Psittácidos	Argentina, Brasil, Perú, Chile: Santiago, Valparaíso
<i>H. suarezi</i> Fox, 1929	<i>Ctenomys robustus</i> Philippi, <i>Cavia (porcellus?)</i> , <i>Rattus rattus</i> Lineo, <i>R. norvegicus</i> Berkenhout	Ecuador, Perú, Chile: Antofagasta, Parinacota (Tarapacá)
G. <i>Rhynchopsyllus</i> Haller, 1880		
<i>R. pulex</i> Haller, 1880	<i>Tadarida brasiliensis</i> Geoffroy	Desde el Sur de USA a la mitad de América del Sur. Chile: Valparaíso
Subfamilia Tungidae G. <i>Tunga</i> Jarocki, 1838	Desconocido (Holotipo descrito sobre <i>Akodon mollis</i> (Philippi))	Ecuador, Chile: Santiago
<i>T. libis</i> Smit, 1962		
<i>T. penetrans</i> (Lineo, 1758)	<i>Sus scrofa</i> Lineo dom., <i>Homo sapiens</i> Lineo, <i>Rattus</i> sp., <i>Felis domestica</i> Lineo, <i>Canis familiaris</i> Lineo, <i>Ovis aries</i> Lineo dom., <i>Lama glama</i> (Lineo), <i>L. vicugna</i> Molina	Norte de América del Sur, América Central, Sur de América del Norte. Introducido en Africa y Madagascar. Chile: Chiloé

TABLA II. Cuadro resumen: Beaucournu & Gallardo, 1991, 1992; Macchiavello, 1948. Sensu Dunnet & Mardon, 1991.

Table II. Comparative table.

FAMILIA	GENEROS		ESPECIES	
Tungidae	3	2	6	3
Pulicidae	4	4	7	6
*Rhopalopsyllidae	7	5	40	9
Hystrihopsyllidae	4	3	12	4
**Stephanocircidae	6	3	19	3
***Ichnopsyllidae	3	3	3	3
Ceratophyllidae	3	3	4	5
TOTAL	30	23	91	33

**Ectinorus* (15 sp.) y *Tetrapsyllus* (10 sp.) Parasit. Rod.

** *Plocopsylla* (12 sp.). Parasit. Rod.

***En quirópteros. (Mod. Camousseight in Simonetti *et al.*, 1995).

DIPTERA COLLECTION AT THE MUSEU NACIONAL - BRAZIL: SYSTEM FOR RETRIEVAL OF INFORMATION AND A SURVEY ON ASILOIDEA, SYRPHIDAE AND CECIDOMYIIDAE COLLECTIONS (INSECTA-DIPTERA)

COLECCION DE DIPTERA DEL MUSEU NACIONAL - BRASIL: SISTEMA DE RECUPERACION DE INFORMACION Y UNA INVESTIGACION SOBRE LAS COLECCIONES DE ASILOIDEA, SYRPHIDAE Y CECIDOMYIIDAE (INSECTA-DIPTERA)

Denise M. Pamplona¹, Carlos José Einicker Lamas^{2, 3}, Márcia Souto Couri^{1, 4}, Carlos Cesar de Cima Aires¹, Zuleica de M. Borges¹ y Valéria Cid Maia¹

ABSTRACT

A brief revision of the history and development of the Diptera collection at the Museu Nacional - Brazil is presented in this work. It is included the number of specimens available in each family and the manner of access to the data information. It is also pointed out features on the Asiloidea, the Syrphidae and the Cecidomyiidae collections, as the identified species and the amount of them, the list of types, geographical distribution and the responsables for each identification. Among the represented families there are 64 genera and 158 species of Asilidae; 31 genera and 96 species of Bombyliidae; two genera and three species of Mydidae; six genera and 11 species of Therevidae; one species of Scenopinidae; 101 genera and 505 species of Syrphidae and 38 genera and 66 species of Cecidomyiidae.

KEYWORDS: Asilidae, Bombyliidae, Cecidomyiidae, Collection, Mydidae, Scenopinidae, Syrphidae, Therevidae.

RESUMEN

En este trabajo se presenta una breve revisión de la historia y desarrollo de la colección de Diptera del "Museu Nacional" - Brasil y se incluye el número de ejemplares disponibles en cada familia y la forma de acceder a los datos por la información. También se hizo una investigación sobre las colecciones de Asiloidea, Syrphidae y Cecidomyiidae incluyendo especies y cantidades, además de las listas de ejemplares identificados, tipos, distribuciones geográficas y responsables por la identificación. Para las familias representadas existen: 64 genera y 158 especies de Asilidae; 31 genera y 96 especies de Bombyliidae; dos genera y tres especies de Mydidae; seis genera y 11 especies de Therevidae y una especie de Scenopinidae; 101 genera y 505 especies de Syrphidae y 38 genera y 66 especies de Cecidomyiidae.

PALABRAS CLAVES: Asilidae, Bombyliidae, Cecidomyiidae, Colección, Mydidae, Scenopinidae, Syrphidae, Therevidae.

INTRODUCTION

The Diptera collection of the Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, was initiated by Dr. Darcy de Oliveira Albuquerque in the 1940s. His

participation in several expeditions in Brazil enriched the collection, as well as donations and exchanges of material with national or foreign institutions and also the incorporation of other collections.

At this moment, the collection holds about 200,000 specimens, most of them from the Neotropical region. Specialists on Cecidomyiidae, Asilidae, Bombyliidae, Syrphidae, Anthomyiidae, Fanniidae, Muscidae and Sarcophagidae are working on the collection. Regular field works are made by the staff in different areas of Brazil, and all the material collected has been incorporated in the collection. Some important expeditions are cited below, including some recent ones:

¹ Museu Nacional - UFRJ, Quinta da Boa Vista, CEP 20940-040, RJ, Brasil. E-mail: mcouri@ibm.net

² Universidade Estadual Paulista - UNESP, Instituto de Biociências, Pós Graduação Zoologia, Rubião Júnior, Botucatu, 18618-000, SP, Brasil

³ FAPESP fellowship, Grant 98/07703-5

⁴ CNPq fellowship, Grant 300386-ZO

1949	Trinidad Island - (SE of Brazil)
1954	NW of Mato Grosso and E of Bolivia Rain Forest
1962/68	N of Brazil - Belém (Pará) and Manaus (Amazonas) - Rain Forest
1973/80	NE of Brazil - "caatinga"
1974/80	Rio de Janeiro, Petrópolis, Teresópolis, Itatiaia, Bocaina, Vassouras - Rain Forest
1985/1999	Maricá "Restinga" and other "Restingas"
1992/1993	Paquetá Island - (SE of Brazil)
1995/1998	Serra do Cipó - Minas Gerais (SE of Brazil) - brazilian savanna

The collection was increased also by the incorporation of other collections, mainly by donation. Two notable acquisitions were part of the Diptera collection of "Fundação Instituto Oswaldo Cruz" and the Diptera collection of Embrapa (Empresa Brasileira de Pesquisas Agropecuárias).

THE ASILOIDEA

The Asiloidea has been calling the attention of many taxonomists over the years due to their general large size and interesting appearance (Woodley, 1989). As stated by this author, the monophyly of the superfamily is supported by one character pointed out by Hennig (1972): "larval posterior spiracle situated in apparent penultimate abdominal segment".

Among the six families of Asiloidea (as stated by Woodley, *op. cit.*) - Asilidae, Apioceridae, Bombyliidae, Mydidae, Scenopinidae and Therevidae, five are represented at the Museu Nacional collection. Asilidae is a large family of flies, with more than 400 genera and about 5000 species world-wide distributed. In the Museu Nacional (MNRJ) collection 64 genera and 158 species represent this family. Bombyliidae, with more than 200 genera and 4000 species, is found in most areas of the world and it is represented in MNRJ by 31 genera and 96 species. Mydidae, a small family of big flies, has about 54 genera and 340 species world-wide and two genera and three species represent it. Therevidae, a family with many nomenclatural problems (Irwin & Yeates, 1998), is represented by six genera and 11 species and Scenopinidae, with 18 genera and about 330 species is represented by only one genus and species.

THE SYRPHIDAE

The Syrphidae are one of the most known

and largest families of Diptera. The species are very common and worldwide. The majority visits flowers and feeds nectar, being important plant pollinators. The Diptera collection of the Museu Nacional is well preserved and includes 5370 pinned Syrphidae. Syrphidae species are represented by 3% Afrotropical, 4% Australasian/Oceanian, 7% Oriental, 25% Neotropical, 29% Palaearctic and 32% Nearctic. Most of them were identified by world-wide known dipterists such as E. Séguy, D. Albuquerque, C. L. Fluke, F. Hull, N. Papavero and others. The collection includes 1886 specimens in 505 identified species of Syrphidae belonging to 101 genera of Milesiinae, Microdontinae and Ceriinae and tribes Syrphini, Chrysotoxini, Melanostomatini, Paragini, Toxomerini, Sericomyiini, Eristalini, Chrysogasterini, Callicerini, Milesiini, Cheilosini, Volucellini, Eumerini, Pipizini, Microdontini and Cerioidini (sec. Thompson *et al.*, 1976). 3430 pinned specimens are still unidentified.

THE CECIDOMYIIDAE

Cecidomyiidae are a cosmopolitan and very diverse family of Nematocera, which comprises about 5000 species in the world. There is a consensus that they are a monophyletic group, supported by four apomorphies: spatula prothoracic present (larva), cephalic capsule reduced (larva), tibial spur lost and setae arranged in a circle around the antennomeres (adult) (Wood & Borkent, 1989). Concerning to their biology, the Cecidomyiidae are remarkable by their habits of inducing tumors on plants (galls). Other taxa include galling species, such as Hymenoptera, Lepidoptera, Coleoptera, Nematoda and others, but the Cecidomyiidae are responsible for the most part of the known galls. They comprise micophagous, zoophagous and free-living phy-

trophagous species, too. But the majority of them are gall makers and are commonly known as gall midges.

The Cecidomyiidae collection of the Museu Nacional has about 2000 specimens (larva, pupa, male and female), almost all obtained by rearing. It comprises only Neotropical species.

This collection was initiated in 1988 and includes mainly material from "restinga". It has 42 holotypes and 500 paratypes and represents the only Cecidomyiidae reference collection in South America. The specimens are mounted on permanent slides, which are arranged in a slide cabinet. There is also a collection of Cecidomyiidae galls, which comprises 110 kinds of gall found on 56 species of host plant and an archive of galls photographs. Furthermore, dried botanical specimens of host plant species were incorporated under a registration number into the herbarium of the Museu Nacional. Besides, a collection of natural enemies has been initiated in 1997. It includes mainly parasitoid species, belonging mainly to Eulophidae and Eurytomidae families (Hymenoptera). It comprises about 45 species.

MATERIAL AND METHODS

REORGANIZATION OF THE COLLECTION

The Asiloidea, Syrphidae and Cecidomyiidae gall collections are stored in steel cabinets arranged in polystyrene trays of 10x10x4 cm and 10x5x4 cm, with polyethylene foam pinning bottom covered with crossline paper disposed in wood drawers with glass lid. Outer labels of the drawers are standardized. The Cecidomyiidae collection is stored in a steel slide cabinet the specimens are organized by genus, in alphabetical order. The procedure begins with the organization of the specimens in lots (same species with same collecting data). The ranks under family level and the specific names were brought up-to-date based on recent papers and catalogues such as Artigas & Angulo (1980), Artigas & Papavero (1988a-d; 1990; 1991a-e; 1993), Artigas *et al.* (1988), Carvalho *et al.* (1993), Crosskey (1980), Evenhuis, N.L. (1989), Evenhuis & Greathead (1999), Fisher & Hespeneheide (1992), Gagné (1994), Martin & Papavero (1970), Painter *et al.* (1978), Poole &

Gentili (1996), Thompson *et al.* (1976), Peck (1988), Knutson (1975). Once the specimens are organized in lots, the data on the labels are transcribed to the inventory cards (FCC) for the registration of the species. All these activities are presently done by two technicians.

COMPUTERIZATION

The computerization of the collection was initiated in 1993 and has been supported by "Fundação Vitae", "Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico" (CNPq) and "Fundação Universitária José Bonifácio" (FUJB). The software used is the "Sistema de gerenciamento de Coleções" (SGC) - a collection manager system developed by the Computer Center of the "Universidade Federal do Rio de Janeiro" - UFRJ, with the supervision of Prof. Luiz Carlos Alvarenga (Museu Nacional). This software was first created to manage information on the collection of malacology, and further adopted to other zoological collections, including the Diptera collection, as well as Botanical collection. This system includes information such as registration and species numbers; label data; typus status; sex; biotic region; project; data determination; original description reference and general condition of the specimen. This program provides several kinds of written reports, a catalogue of types, and allows the curator to check registers, families and genera controlling more easily the entrance and exit of material, donations, returns and loans. Besides, it gives statistical data about the collection and permits taxonomic surveys enriched with patterns of zoological distribution, habitats, and other information, being useful to compare fauna from different areas.

RESULTS

After the computerization, the SGC gives written reports with combinations of the following data: species, genera, family, locality, environment, date and collector. The whole processes facilitate the access to data, assuring rapid and precise information and minimizing the handling of the exemplars. As a result of this process and concerning the families herein treated, data on Cecidomyiidae (100%) and Bombyliidae (85%)

are available for consult. Syrphidae and Asilidae will be the next families to be computerized.

The large number of type specimens at the Diptera collection of the Museu Nacional has contributed to its international reputation. At the present (October 1999) the collection has 524 holotypes including 19 Anthomyiidae, 3 Bombyliidae, 8 Calliphoridae, 42 Cecidomyiidae, 16 Drosophilidae, 21 Fanniidae, 148 Muscidae, 1 Piophilidae, 15 Psilidae, 230 Sarcophagidae, 7 Sphaeroceratidae,

8 Stratiomyidae and 6 Tachnidae. And as a whole, the collection has (identified specimens): 726 Anthomyiidae, 750 Asilidae, 766 Bombyliidae, 2000 Cecidomyiidae, 1586 Calliphoridae, 1940 Syrphidae, 1742 Fanniidae, 18735 Muscidae, 802 Stratiomyidae, 5891 Tabanidae, 2271 Tachnidae.

Tables I – III summarize the representation of the Asiloidea, Syrphidae and Cecidomyiidae in the collection, and include types of species recently described.

TABLE I. Asiloidea in the MNRJ collection. The abbreviations are: PA (Palearctic); NA (Nearctic); NT (Neotropical); AT (Afrotropical); OR (Oriental); AU (Australasian); H (Holotype); P (Paratype).

TABLA I. Asiloidea de la colección del MNRJ. Las abreviaturas son: PA (Paleártica); NA (Nearctica); NT (Neotropical); AT (Afrotropical); OR (Oriental); AU (Australiana); H (Holotipo); P (Paratipo).

Taxa	Zoogeographic region	Nº specimens	Type	Identified by:
Asilidae				
Asilinae				
<i>Antiphrisson trifarius</i> Loew, 1849	PA	1	-	-
<i>Asilus crabroniformis</i> Linnaeus, 1758	PA	4	-	-
<i>Dysmachus fuscipennis</i> (Meigen, 1820)	PA	2	-	-
<i>Dysmachus picepes</i> (Meigen, 1820)	PA	2	-	-
<i>Dysmachus trigonus</i> (Meigen, 1804)	PA	6	-	-
<i>Echthistus rufinervis</i> (Meigen, 1820)	PA	1	-	-
<i>Eutolmus rufibarbis</i> (Meigen, 1820)	PA	1	-	-
<i>Machimus atricapilus</i> (Fallén, 1814)	PA	3	-	-
<i>Machimus caliginosus</i> (Meigen, 1820)	PA	1	-	-
<i>Machimus chrysitis</i> (Meigen, 1820)	PA	1	-	-
<i>Machimus colubrinus</i> (Wiedemann, 1820)	PA	1	-	-
<i>Machimus pilipes</i> (Meigen, 1820)	PA	2	-	-
<i>Machimus rusticus</i> (Meigen, 1820)	PA	2	-	-
<i>Neotianus orphne</i> Walker, 1849	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Pamphoneurus germanicus</i> (Linnaeus, 1758)	PA	6	-	-
<i>Stilpnogaster aemulus</i> (Meigen, 1820)	PA	2	-	-
<i>Stilpnogaster stabilis</i> (Zeller, 1840)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Threnia carbonaria</i> (Wiedemann, 1828)	NT	3	-	M. Carrera
<i>Threnia kelleri</i> Carrera, 1952	NT	2	1 P	M. Carrera
<i>Threnia rabelloi</i> Carrera, 1952	NT	2	-	M. Carrera
Apocleinae				
<i>Blepharotes splendidissimus</i> (Wiedemann, 1830)	AU	1	-	-
<i>Ecritotia amphinome</i> Walker, 1849	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Ecritotia barbata</i> (Fabricius, 1787)	NT	9	-	M. Carrera / C.C.C. Aires
<i>Ecritotia rubriventris</i> (Macquart, 1850)	NT	3	-	M. Carrera
<i>Efferia aestuans</i> (Linnaeus, 1763)	NA	3	-	A.E. Pritchard
<i>Efferia argentifrons</i> Hine, 1911	NA	2	-	A.E. Pritchard
<i>Efferia barbiellinii</i> (Curran, 1934)	NT	2	-	M. Carrera
<i>Efferia pogonias</i> Wiedemann, 1821	NA	3	-	A.E. Pritchard
<i>Efferia prairiensis</i> Bromley, 1934	NA	2	-	A.E. Pritchard
<i>Eicherax ricnotes</i> (Engel), 1930	NT	2	-	M. Carrera

<i>Eicherax macularis</i> (Wiedemann, 1821)	NT	23	-	M. Carrera
<i>Eichoichemus pyrrhomystax</i> (Wiedemann, 1828)	NT	5	-	M. Carrera
<i>Eraxasilus gerion</i> (Walker, 1849)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Eraxasilus potamon</i> (Walker, 1851)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Eraxasilus luctuosos</i> (Macquart, 1838)	NT	14	-	M. Carrera
<i>Eraxasilus pruinosis</i> Carrera, 1959	NT	2	2 P	M. Carrera
<i>Epitriptus cingulatus</i> (Fabricius, 1781)	PA	5	-	-
<i>Epitriptus setosulus</i> (Zeller, 1840)	PA	1	-	M. Carrera
<i>Glaphyropyga himantocera</i> (Wiedemann, 1828)	NT	2	-	M. Carrera
<i>Lecania leucopyga</i> (Wiedemann, 1828)	NT	4	-	M. Carrera
<i>Mallophora atra</i> Macquart, 1834	NT	7	-	J. Artigas
<i>Mallophora calida</i> (Fabricius, 1787)	NT	10	-	C.C.C. Aires / M. Carrera
<i>Mallophora crocuscopa</i> Artigas & Angulo, 1980	NT	1	-	C.C.C. Aires
<i>Mallophora leschenaultii</i> Macquart, 1838	NT	1	-	J. Artigas
<i>Mallophora lugubris</i> Lynch- Anibalzaga, 1880	NT	1	-	-
<i>Mallophora infernalis</i> (Wiedemann, 1821)	NT	2	-	-
<i>Mallophora nigrifemorata</i> Macquart, 1838	NT	2	-	M. Carrera
<i>Mallophora nigratarsis</i> (Fabricius, 1805)	NT	7	-	M. Carrera / H.S. Lopes
				/ C.C.C. Aires
<i>Mallophora pluto</i> (Wiedemann, 1828)	NT	2	-	M. Carrera
<i>Mallophora sylveirii</i> Macquart, 1838	NT	81	-	M. Carrera
<i>Mallophora tibialis</i> Macquart, 1838	NT	3	-	M. Carrera / J. Artigas
<i>Proctacanthella cacopillogus</i> (Hine, 1909)	NA	4	-	A.E. Pritchard
<i>Proctacanthella leucopogon</i> (Williston, 1893)	NA	2	-	A.E. Pritchard
<i>Proctacanthus fervidus</i> Curran, 1934	NT	1	-	M. Carrera
<i>Proctacanthus micans</i> Schinner, 1867	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Proctacanthus milbertii</i> Macquart, 1838	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Proctacanthus rodecki</i> James, 1933	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Promachus annularis</i> (Fabricius, 1805)	NT	2	-	H.S. Lopes
<i>Promachus barbiellinni</i> Curran, 1935	NT	1	-	A.E. Pritchard
<i>Promachus trichonotus</i> (Wiedemann, 1828)	NT	2	-	M. Carrera
<i>Promachus bastardi</i> (Macquart, 1838)	NA	3	-	A.E. Pritchard
<i>Promachus varipes</i> (Macquart, 1838)	OR	3	-	-
<i>Promachus vertebratus</i> (Say, 1823)	NA	2	-	A.E. Pritchard
<i>Promachus oklahomensis</i> Pritchard, 1935	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Triorla interrupta</i> (Macquart, 1834)	NA	2	-	C.C.C. Aires
<i>Triorla striola</i> (Fabricius, 1805)	NT	60	-	C.C.C. Aires
<i>Triorla parastriola</i> Pamplona & Aires, 1999	NT	7	1 H / 6 P	C.C.C. Aires / D. Pamplona
Dasypogoninae				
Blepharepiini				
<i>Blepharepium coarctatum</i> (Perty, 1833)	NT	1	-	M. Carrera
Dasypogonini				
<i>Saropogon leucocephalus</i> (Meigen, 1820)	PA	4	-	-
<i>Saropogon obscuripennis</i> Macquart, 1849	PA	2	-	-
Isopogonini				
<i>Aspidopyga cophuroides</i> Carrera, 1949	NT	2	2 P	M. Carrera
<i>Leptarthrus brevivirostris</i> (Meigen, 1804)	PA	1	-	-
Lastaurini				
<i>Allopogon argyrocinctus</i> (Schiner, 1867)	NT	6	-	M. Carrera
<i>Allopogon basalis</i> Curran, 1935	NT	20	-	M. Carrera / C.C.C. Aires
<i>Allopogon castigans</i> (Walker, 1851)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Allopogon equestris</i> (Wiedemann, 1828)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Diogmites castaneus</i> (Macquart, 1838)	NT	3	-	M. Carrera
<i>Diogmites coffeatus</i> (Wiedemann, 1821)	NT	3	-	M. Carrera
<i>Diogmites vulgaris</i> Carrera, 1947	NT	4	3 P	M. Carrera
<i>Diogmites winthemi</i> (Wiedemann, 1821)	NT	4	-	M. Carrera / H.S. Lopes
<i>Diogmites wygodzinskyi</i> Carrera, 1949	NT	4	4 P	M. Carrera
<i>Lastaurus fallax</i> (Macquart, 1846)	NT	1	-	H.S. Lopes
<i>Lastaurus villosus</i> (Carrera, 1949)	NT	3	-	C.C.C. Aires
<i>Lastaurina ardens</i> (Wiedemann, 1828)	NT	1	-	M. Carrera

<i>Neodiognites alexanderi</i> (Carrera, 1949)	NT	1	1 P	M. Carrera
<i>Neodiognites hirtuosus</i> (Wiedemann, 1821)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Neodiognites melanogaster</i> (Wiedemann, 1821)	NT	1	-	M. Carrera
Megapodini				
<i>Cyrtophrys barbiellini</i> (Curran, 1935)	NT	3	-	M. Carrera
<i>Cyrtophrys facialis</i> (Curran, 1935)	NT	3	-	M. Carrera
<i>Cyrtophrys lynchii</i> (Brethes, 1904)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Megapoda labiata</i> (Fabricius, 1805)	NT	6	-	C.C.C. Aires
<i>Pseudourus crassitarsis</i> (Macquart, 1846)	NT	4	-	M. Carrera/C.C.C. Aires
<i>Pseudorus d'andrettae</i> (Carrera, 1949)	NT	1	-	C.C.C. Aires
<i>Pseudourus piceus</i> Walker, 1851	NT	3	-	C.C.C. Aires
<i>Senobasis bromleyana</i> Carrera, 1949	NT	1	1 P	M. Carrera
<i>Senobasis gyrophora</i> (Schiner, 1868)	NT	160	-	C.C.C. Aires
<i>Senobasis mendax</i> Curran, 1934	NT	1	-	M. Carrera
<i>Senobasis mundata</i> (Wiedemann, 1828)	NT	2	-	M. Carrera/C.C.C. Aires
Laphriinae				
Andrenosomini				
<i>Andrenosoma xanthocnema</i> (Wiedemann, 1828)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Dasyllis haemorrhoea</i> (Wiedemann, 1830)	NT	4	-	L.M. Ayola / M. Carrera
<i>Pilica erythrogaster</i> (Wiedemann, 1828)	NT	1	-	H.S. Lopes
<i>Pilica rubidapex</i> (Hermann, 1912)	NT	1	-	H.S. Lopes
Atomosiini				
<i>Aphestia annulipes</i> (Macquart, 1838)	NT	2	-	M. Carrera
<i>Aphestia nigra</i> Bigot, 1878	NT	1	-	M. Carrera
<i>Atomosia argyrophora</i> Schiner, 1868	NT	6	-	H.S. Lopes/A.E. Pritchard
<i>Atomosia melanopogon</i> Hermann, 1912	NA	4	-	A.E. Pritchard
<i>Atoniomyia fulvipes</i> Carrera, 1946	NT	1	1 P	M. Carrera
<i>Cerotainia albipilosa</i> Curran, 1930	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Hybozelodes lucidus</i> (Hermann, 1912)	NT	2	-	M. Carrera
<i>Oidardis triangularis</i> (Hermann, 1912)	NT	1	-	M. Carrera
Laphriini				
<i>Lampria auriflex</i> Osten Sacken, 1887	NT	4	-	H.S. Lopes
<i>Lampria macquarti</i> (Perty, 1833)	NT	1	-	H.S. Lopes
<i>Laphria flava</i> Linnaeus, 1767	PA	5	-	-
<i>Laphria gibbosus</i> Linnaeus, 1758	PA	1	-	-
<i>Laphria sicula</i> Mc Ateé, 1919	NA	2	-	A.E. Pritchard
Laphystiinae				
<i>Hoplistomerus serripes</i> (Fabricius, 1805)	AT	2	-	-
<i>Laphystia sexfasciata</i> (Say, 1823)	NA	1	-	A.E. Pritchard
<i>Perasis sareptana</i> Hermann, 1905	PA	1	-	-
Ommatiinae				
<i>Ommatius erythropus</i> Schiner, 1867	NT	3	-	M. Carrera
<i>Ommatius marginellus</i> (Fabricius, 1781)	NT	4	-	M. Carrera
<i>Ommatius norma</i> Curran, 1928	NT	1	-	H.S. Lopes
<i>Ommatius pulcher</i> (Engel, 1885)	NT	4	-	-
<i>Ommatius spatulatus</i> Curran, 1928	NT	5	-	M. Carrera
Stenopogoninae				
Cyrtopogonini				
<i>Ablautus mimus</i> Osten Sacken, 1877	NA	1	-	-
<i>Cyrtopogon fulvicornis</i> (Macquart, 1834)	PA	1	-	-
<i>Cyrtopogon lateralis</i> (Fallen, 1814)	PA	1	-	-
<i>Cyrtopogon maculipennis</i> (Macquart, 1834)	NA	1	-	-
<i>Cyrtopogon marginalis</i> Loew, 1866	NA	1	-	-
<i>Cyrtopogon ruficornis</i> (Fabricius, 1794)	PA	2	-	-
<i>Heteropogon currani</i> Pritchard, 1935	NA	3	3 P	A.E. Pritchard
<i>Heteropogon manicatus</i> Meigen, 1820	PA	2	-	-
Dioctriini				
<i>Dioctria atricapilla</i> Meigen, 1804	PA	2	-	-
<i>Dioctria baumhaueri</i> Meigen, 1820	NA	3	-	A.E. Pritchard

<i>Dioctria bicincta</i> Meigen, 1820	PA	2	-	-
<i>Dioctria lateralis</i> Meigen, 1804	PA	1	-	-
<i>Dioctria oclandica</i> (Linnaeus, 1758)	PA	3	-	-
<i>Dioctria rufipes</i> (De Geer, 1776)	PA	2	-	-
Enigmomorphini				
<i>Archilestris magnifica</i> (Walker, 1854)	NT	6	-	H.S. Lopes / C.C.C. Aires
<i>Dicranus rutilus</i> (Wiedemann, 1821)	NT	10	-	M. Carrera / C.C.C. Aires
<i>Dicranus schrottkyi</i> Bezzi, 1910	NT	6	-	C.C.C. Aires
Plesiommatini				
<i>Plesiomma leptogaster</i> (Perty, 1833)	NT	1	-	M. Carrera
Stenopogonini				
<i>Stenopogon elongatus</i> (Meigen, 1804)	PA	1	-	-
<i>Stenopogon gratus</i> Loew, 1872	NA	1	-	-
<i>Stenopogon coracinus</i> Loew, 1847	PA	7	-	-
<i>Stenopogon costatus</i> Loew, 1870	PA	5	-	-
<i>Stenopogon ischyryus</i> Seguy, 1932	PA	1	-	-
<i>Stenopogon iphis</i> Seguy, 1932	PA	1	-	-
<i>Stenopogon sabaudus</i> (Fabricius, 1794)	PA	1	-	-
Tillobromini				
<i>Tillobroma fulvicornis</i> (Macquart, 1846)	NT	1	-	M. Carrera
Stichopogoninae				
<i>Lasiopogon cinctus</i> (Fabricius, 1781)	PA	3	-	-
<i>Stichopogon argenteus</i> (Say, 1823)	NA	2	-	-
<i>Stichopogon elegantulus</i> (Meigen, 1820)	PA	2	-	-
<i>Stichopogon schineri</i> Koch, 1872	PA	1	-	-
<i>Stichopogon trifasciatus</i> (Say, 1823)	NA	2	-	A.E. Pritchard
Trigonimiminae				
<i>Holcocephala abdominalis</i> (Say, 1823)	NA	2	-	A.E. Pritchard
<i>Holcocephala calva</i> Loew, 1872	NA	2	-	A.E. Pritchard
<i>Holcocephala obscuripennis</i> Enderlein, 1914	NT	4	-	M. Carrera
<i>Holcocephala oculata</i> (Fabricius, 1805)	NT	5	-	M. Carrera
Bombyliidae				
Section Homoeophthalmae				
Mythicomysiinae				
<i>Cyrtosia nitens</i> Loew, 1846	PA	01	-	-
Gerontinae				
<i>Geron albidus</i> Walker, 1857	NT	06	-	-
<i>Geron gibbosus</i> (Olivier, 1789)	PA	01	-	-
Toxophorinae				
Systropodini				
<i>Systropus systropus faenoides</i> Westwood, 1842	NT	01	-	C.J.E. Lamas
<i>Systropus systropus fumipennis</i> Westwood, 1842	NT	03	-	D. Albuquerque
<i>Systropus systropus lanei</i> Carrera & D'Andretta, 1950	NT	11	-	C.J.E. Lamas
<i>Systropus systropus limacodidarum</i> Enderlein, 1926	NT	03	-	-
<i>Systropus systropus nitidus</i> Wiedemann, 1830	NT	09	-	D. Albuquerque
<i>Systropus systropus quadripunctatus</i> Williston, 1901	NT	02	-	-
Toxophorini				
<i>Toxophora aurea</i> Macquart, 1848	NT	15	-	H.S. Lopes
<i>Toxophora cuprea</i> (Fabricius, 1787)	NT	04	-	-
<i>Toxophora leucon</i> Seguy, 1930	NT	02	-	-
<i>Toxophora fasciculata</i> (Villers, 1789)	AT / PA	02	-	-
Bombyliinae				
Bombyliini				
<i>Anastoechus barbatus</i> Osten Sacken, 1877	NA	01	-	-
<i>Anastoechus hyrcanus</i> (Pallas & Wiedemann in Wiedemann, 1818)	PA	01	-	-
<i>Bombomyia stictica</i> (Fabricius, 1794)	PA	04	-	-
<i>Bombomyia discoidea</i> (Fabricius, 1794)	PA	03	-	-
<i>Bombylella atra</i> (Scopoli, 1763)	AT / PA	01	-	-
<i>Bombylius bombylius cinerascens</i> Mikan, 1796	PA	07	-	-

<i>Bombylius bombylius discolor</i> Mikan, 1796	PA	02	-	-
<i>Bombylius bombylius fimbriatus fimbriatus</i> Wiedemann, 1820	PA	03	-	-
<i>Bombylius bombylius fuscus</i> Fabricius, 1781	PA	01	-	-
<i>Bombylius bombylius major</i> Linnaeus, 1758	NA / PA	04	-	-
<i>Bombylius bombylius medius</i> Linnaeus, 1758	PA	03	-	-
<i>Bombylius bombylius minor</i> Linnaeus, 1758	PA	01	-	-
<i>Bombylius bombylius pigmaeus</i> Fabricius, 1781	NA / PA	01	-	H. S. Lopes
<i>Bombylius bombylius torquatus</i> Loew, 1855	PA	02	-	-
<i>Bombylius bombylius trichurus</i> Pallas in Wiedemann, 1818	AT / PA	02	-	-
<i>Bombylius bombylius venosus</i> Mikan, 1796	PA	02	-	-
<i>Bombylius zephyrectes cruciatus</i> Fabricius, 1798	PA	03	-	-
<i>Euprepina beckeri</i> Lamas & Couri, 1998	NT	02	1 H / 1 P	C.J.E. Lamas
<i>Euprepina nuda</i> Hull, 1971	NT	61	-	C.J.E. Lamas
<i>Eurycaenus dichopticus</i> Bezzi, 1920	AT	01	-	-
<i>Heterostylum ferrugineum</i> Fabricius, 1805	NT	02	-	M. Carrera
<i>Heterostylum hirsutum</i> Thumberg, 1827	NT	04	-	H.S. Lopes
<i>Neodischistus collaris</i> Painter, 1933	NT	01	-	N. Marston
<i>Systoechus ctenopterus</i> (Mikan, 1796)	PA	03	-	-
<i>Triplasius boghariensis</i> (Lucas, 1852)	PA	02	-	-
Conophorini				
<i>Conophorus fuliginosus</i> (Wiedemann in Meigen, 1820)	PA	01	-	-
<i>Conophorus virescens</i> (Fabricius, 1787)	PA	04	-	-
<i>Legnotomyia trichorhoea</i> (Loew, 1855)	PA	02	-	-
Usiinae				
Apolysini				
<i>Apolysis timberlakei</i> Melander, 1946	NA	02	-	-
Usiini				
<i>Usia micrusia aurata</i> (Fabricius, 1794)	PA	03	-	-
<i>Usia micrusia pusilla</i> Meigen, 1820	PA	02	-	-
<i>Usia micrusia versicolor</i> (Fabricius, 1794)	PA	02	-	-
<i>Usia usia atrata</i> (Fabricius, 1798)	PA	04	-	-
<i>Usia usia florea</i> (Fabricius, 1794)	PA	01	-	-
Ecliminae				
<i>Eclimus gracilis</i> Loew, 1844	PA	01	-	-
<i>Lepidophora vetusta</i> Walker, 1857	NT / NA	01	-	H.S. Lopes
Section Tomophthalmae				
Cythereinae				
<i>Amictus pulchellus</i> Macquart in Lucas, 1849	PA	01	-	-
<i>Amictus variegatus</i> Meigen in Walzl, 1835	PA	01	-	-
Lomatiinae				
Lomatiini				
<i>Lomatia belzebul</i> (Fabricius, 1794)	PA	02	-	-
<i>Lomatia lateralis</i> (Meigen, 1820)	PA	03	-	-
<i>Lomatia sabaeva</i> (Fabricius, 1781)	PA	01	-	H.S. Lopes
<i>Macrocondyla lyophlaeba lugubris</i> (Rondani, 1863)	NT	01	-	-
<i>Macrocondyla macrocondyla flavinervis</i> (Macquart, 1846)	NT	07	-	C.J.E. Lamas
<i>Ylasoia pegasus</i> (Wiedemann, 1828)	NT	35	-	H.S. Lopes
Anthracinae				
Anthraciini				
<i>Anthrax aquilus</i> Marston, 1970	NT	02	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax austrinus</i> Marston, 1970	NT	02	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax binotatus</i> Wiedemann in Meigen, 1820	NT	03	-	-
<i>Anthrax cephus</i> Fabricius, 1805	NT	07	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax gideon</i> Fabricius, 1805	NT	16	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax hyalacrus</i> Wiedemann, 1828	NT	03	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax hylaios</i> Marston, 1970	NT	02	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax luctuosus</i> Macquart, 1840	NT	01	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax oedipus</i> Fabricius, 1805	NT	34	-	M. Carrera / C.J.E. Lamas

<i>Anthrax repertus</i> Walker, 1852	NT	02	-	C.J.E. Lamas
<i>Anthrax trifasciatus</i> Meigen, 1804	PA / OR	02	-	-
<i>Anthrax varius</i> Fabricius, 1794	PA	03	-	-
<i>Anthrax virgo</i> (Egger, 1859)	PA	02	-	-
Exoprosopini				
<i>Exoprosopa capucina</i> (Fabricius, 1781)	PA	02	-	-
<i>Exoprosopa minos</i> (Meigen, 1804)	PA	02	-	-
<i>Ligyra atricosta</i> (Bezzi, 1924)	AT	01	-	-
<i>Ligyra klugii</i> (Wiedemann, 1830)	NT / NA	13	-	C.J.E. Lamas
<i>Ligyra maracaensis</i> Lamas & Couri, 1995	NT	4	1 H / 6 P	C.J.E. Lamas
<i>Ligyra paris</i> (Bezzi, 1923)	AT	01	-	-
<i>Ligyra proserpina</i> (Wiedemann, 1828)	NT	03	-	C.J.E. Lamas
<i>Litorhina allothyris</i> Bezzi, 1920	AT	02	-	-
<i>Heteralonia mesoclis pygmalion</i> (Fabricius, 1805)	PA	01	-	-
<i>Hyperalonia chilensis</i> Rondani, 1863	NT	02	-	C.J.E. Lamas
<i>Hyperalonia diminuta</i> Couri & Lamas, 1994	NT	01	1 H	C.J.E. Lamas
<i>Hyperalonia morio erythrocephala</i> (Fabricius, 1805)	NT	14	-	C.J.E. Lamas
<i>Hyperalonia morio morio</i> (Fabricius, 1775)	NT	52	-	C.J.E. Lamas
<i>Hyperalonia surinamensis</i> Rondani, 1863	NT	05	-	C.J.E. Lamas
Xeramocbini				
<i>Petrorossia hesperus</i> (Rossi, 1790)	PA	02	-	-
Villini				
<i>Hemipenthes ditaenia</i> (Wiedemann, 1828)	NT	01	-	M. Carrera
<i>Hemipenthes maurus</i> (Linnaeus, 1758)	PA	01	-	-
<i>Thyridanthrax elegans elegans</i> (Wiedemann in Meigen, 1820)	PA	02	-	-
<i>Thyridanthrax fenestratus</i> (Fallén, 1814)	PA	01	-	-
<i>Thyridanthrax perspicillaris perspicillaris</i> (Loew, 1869)	AT / PA / OR	02	-	-
<i>Villa detecta</i> (Walker, 1852)	NT	08	-	M. Carrera
<i>Villa fasciata</i> (Meigen, 1804)	PA	01	-	-
<i>Villa fulvipeda</i> (Rondani, 1863)	NT	01	-	-
<i>Villa hottentotta</i> (Linnaeus, 1758)	PA	04	-	-
<i>Villa paniscus</i> (Rossi, 1790)	PA / OR	03	-	-
<i>Villa humilis</i> Ruthe, 1831	PA	02	-	-
Mydidae				
Mydinae				
Mydini				
<i>Gauromydas heros</i> (Perty, 1833)	NT	22	-	M.A.V. d'Andretta / N. Papavero
<i>Protomydas dives</i> (Westwood, 1841)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Protomydas coerulescens</i> (Olivier, 1811)	NT	1	-	M.A.V. d'Andretta
Therevidae				
<i>Deuteronista</i> sp.	NT	11	-	-
<i>Penniverpa longipe</i> (Loew, 1869)	NT	1	-	Kröber
<i>Psilocephala</i> spp.		4	-	Kröber
<i>Tabuda</i> sp.		1	-	Kröber
<i>Thereva annulata</i> Fabricius, 1820	PA	3	-	-
<i>Thereva fuscipennis</i> Meigen, 1820	PA	1	-	-
<i>Thereva nobilitata</i> Fabricius, 1775		2	-	-
<i>Thereva plebeja</i> Linnaeus, 1761	PA	2	-	Kröber
<i>Thereva subfasciata</i> Schum., 1838	PA	1	-	Kröber
<i>Thereva</i> spp.		19	-	-
<i>Xestomyia</i> sp.	AT	2	-	-
Scenopinidae				
<i>Scenopinus glabrifrons</i> Meigen, 1824	NT	2	-	M. Carrera

TABLE II. Syrphidae in the MNRJ collection. The abbreviations are: PA (Palearctic); NA (Nearctic); NT (Neotropical); AT (Afrotropical); OR (Oriental); AU (Australasian); H (Holotype); P (Paratype); A (Paratype –“Alotype”).

TABLA II. Syrphidae de la colección del MNRJ. Las Abreviaturas son: PA (Palearctica); NA (Nearctica); NT (Neotropi-cal); AT (Afrotropical); OR (Oriental); AU (Australiana); H (Holotipo); P (Paratipo); A (Alotipo-Paratipo).

Taxa	Zoogeographic region	Nº specimens	Type	Determinator
<i>Allograpta colombia</i> (Curran, 1925)	NT	2	-	C. L. Fluke
<i>Allograpta exotica</i> (Wiedemann, 1830)	NT / AU / NA	5	-	D. Albuquerque
<i>Allograpta falcata</i> (Fluke, 1942)	NT	4	-	D. Albuquerque
<i>Allograpta hastata</i> (Fluke, 1942)	NT	1	-	D. Albuquerque
<i>Allograpta neotropica</i> (Curran, 1936)	NT	2	-	D. Albuquerque
<i>Allograpta obliqua</i> (Say, 1823)	NT / AU / NA	25	-	C. L. Fluke
<i>Arctophila bombiformis</i> (Fallén, 1810)	PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Arctophila flagrans</i> (Osten Sacken, 1875)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Asarkina angustata</i> (Becker, 1909)	AT	1	-	Becker
<i>Asarkina ericetorum africana</i> (Fabricius, 1782)	AU / AT / OR	2	-	D. Albuquerque
<i>Asemosyrphus mexicanus</i> (Macquart, 1842)	NT	4	-	C. L. Fluke
<i>Baccha apicalis</i> (Loew, 1858)	OR	2	-	D. Albuquerque
<i>Baccha elongata</i> (Fabricius, 1775)	PA / NA	3	-	D. Albuquerque
<i>Baccha fumebris</i> (Macquart, 1834)	NA	1	-	M. Carrera
<i>Baccha obscuripennis</i> (Meigen, 1822)	PA	3	-	M. P. Riedel
<i>Betasyrphus serarius</i> (Wiedemann, 1830)	AU / AT / OR / PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Blera analis</i> (Macquart, 1842)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Blera armillata</i> (Osten Sacken, 1875)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Blera fallax</i> (Linnaeus, 1758)	PA	1	-	M. P. Riedel
<i>Blera humeralis</i> (Williston, 1882)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Blera scitula</i> (Williston, 1882)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Brachymyia berberina</i> (Meigen, 1822)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Brachyopa bicolor</i> (Fallén, 1817)	PA	7	-	D. Albuquerque
<i>Brachyopa vacua</i> (Osten Sacken, 1875)	NT / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Brachypalpus alopex</i> (Osten Sacken, 1877)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Brachypalpus femoratus</i> (Williston, 1882)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Brachypalpus laphriformis</i> (Fallén, 1816)	NA	1	-	M. P. Riedel
<i>Brachypalpus oarus</i> (Walker, 1849)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Brachypalpus valgus</i> (Panzer, 1798)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Callicera spinolae</i> (Rondani, 1844)	PA	2	-	F. Venturi
<i>Carposcalis fenestrata</i> (Macquart, 1842)	NT	1	-	J. Lane
<i>Carposcalis punctulata</i> (Wulp, 1888)	NT	1	-	J. Lane
<i>Carposcalis reynoldsi</i> (Shannon & Aubertin, 1933)	NT	1	-	J. Lane
<i>Ceriana conopsoides</i> (Linnaeus, 1758)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Ceriana vespiformis</i> (Latreille, 1809)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Chalcosyrphus violascens</i> (Mergle, 1803)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Chalcosyrphus mettalia</i> (Wiedemann, 1830)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Chalcosyrphus nemorum</i> (Fabricius, 1805)	NA / PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia albipila</i> (Meigen, 1838)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia albitarsis</i> (Meigen, 1822)	PA	6	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia antiqua</i> (Meigen, 1822)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia barbata</i> (Loew, 1857)	PA	7	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia bergenstammi</i> (Beck, 1894)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia burkei</i> (Shannon, 1922)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia caniculares</i> (Panzer, 1801)	PA	5	-	F. Coll.
<i>Cheilosia cyanescens</i> (Loew, 1863)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia derasa</i> (Loew, 1857)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia difficilis</i> (Hervé-Bazin, 1929)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia ferruginea</i> (Lovett, 1919)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia flavipes</i> (Panzer, 1798)	PA	1	-	Stackelberg
<i>Cheilosia grossa</i> (Fallén, 1817)	OR / PA	1	-	D. Albuquerque

<i>Cheilosia hoodianus</i> (Bigot, 1883)	NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia illustrata</i> (Harris, 1780)	PA	8	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia impressa</i> (Loew, 1840)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia laevis</i> (Bigot, 1883)	PA / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia latifacies</i> (Loew, 1857)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia longula</i> (Zetterstedt, 1838)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia mutabilis</i> (Fallén, 1817)	PA	5	-	H. Bazin
<i>Cheilosia occidentalis</i> (Williston, 1882)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia ontario</i> (Curran, 1922)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia pagana</i> (Meigen, 1822)	PA / NA	1	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia pallipes</i> Loew, 1863	PA / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia parachloris</i> (Hervé-Bazin, 1929)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia personata</i> Loew, 1857	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia plutonia</i> (Hunter, 1897)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia proxima</i> (Zetterstedt, 1843)	PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia scutellata</i> (Fallén, 1817)	PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia signatseta</i> (Hunter, 1896)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia similis</i> (Miehl, 1911)	PA	2	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia tristis</i> (Loew, 1863)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Cheilosia variabilis</i> (Panzer, 1798)	PA	7	-	M. P. Riedel
<i>Cheilosia vernalis</i> (Fallén, 1817)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia victoria</i> (Hervé-Bazin, 1930)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia vulpina</i> (Meigen, 1822)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Cheilosia willistoni</i> (Snow, 1895)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Chrysogaster cimiterium</i> (Linnaeus, 1758)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Chrysogaster chalybeata</i> Meigen, 1822	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Chrysogaster nigrovittata</i> (Loew, 1876)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Chrysogaster parva</i> (Shannon, 1916)	NT / NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Chrysogaster solstitialis</i> (Fallén, 1817)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Chrysogaster viduata</i> (Linnaeus, 1758)	PA	5	-	M. P. Riedel/R. Trofan
<i>Chrysotoxum arcuatum</i> (Linnaeus, 1758)	PA	2	-	M. P. Riedel
<i>Chrysotoxum bicinctum</i> (Linnaeus, 1758)	PA	4	-	P. Venturi
<i>Chrysotoxum cautum</i> (Harris, 1776)	PA	6	-	M. P. Riedel/Villeneuve
<i>Chrysotoxum derivatum</i> Walker, 1849	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Chrysotoxum elegans</i> (Loew, 1841)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Chrysotoxum fasciata</i> (Müller, 1764)	NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Chrysotoxum fasciolatum</i> (De Geer, 1776)	PA	1	-	C. L. Fluke
<i>Chrysotoxum festivum</i> (Linnaeus, 1758)	PA / OR	11	-	M. P. Riedel
<i>Chrysotoxum intermedium</i> Meigen, 1822	PA	4	-	P. Venturi
<i>Chrysotoxum octomaculatum</i> Curtis, 1837	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Chrysotoxum vernale</i> Loew, 1841	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Copestylum albitarse</i> (Lynch Arribáizaga, 1892)	NT	1	-	H. Bazin
<i>Copestylum azureum</i> (Philippi, 1865)	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum chalybescens</i> (Wiedemann, 1830)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum chapadense</i> (Curran, 1930)	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum cinctiventre</i> (Curran, 1930)	NT	1	-	-
<i>Copestylum deceptor</i> (Curran, 1925)	NT	1	-	-
<i>Copestylum esuriens</i> (Fabricius, 1794)	NT	4	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum fuscipenne</i> (Macquart, 1842)	NT	1	-	D. Albuquerque
<i>Copestylum hirtipes</i> (Macquart, 1850)	NT	5	-	C. L. Fluke
<i>Copestylum lanei</i> (Curran, 1936)	NT	1	-	C. L. Fluke
<i>Copestylum macquarti</i> (Curran, 1926)	NT	1	-	C. L. Fluke
<i>Copestylum macula</i> (Wiedemann, 1830)	NT	7	-	J. Lane
<i>Copestylum marginatum</i> (Say, 1830)	NT / NA	1	-	D. Albuquerque
<i>Copestylum meretricias</i> (Williston, 1888)	NT	3	-	N. Papavero
<i>Copestylum mexicanum</i> (Macquart, 1842)	NT	1	-	H. Bazin
<i>Copestylum musicanum</i> (Curran, 1930)	NT	7	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum neotropicum</i> (Thompson, 1976)	NT	1	-	C. L. Fluke
<i>Copestylum pallens</i> (Wiedemann, 1830)	NT	8	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum persimile</i> (Williston, 1888)	NT	1	-	M. Carrera
<i>Copestylum pictum</i> (Wiedemann, 1830)	NT	16	-	N. Papavero

<i>Copestylum scutellatum</i> (Macquart, 1842)	NT	5	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum spinigerum</i> (Wiedemann, 1830)	NT	3	-	D. Albuquerque
<i>Copestylum sultzi</i> (Curran, 1939)	NT	1	-	C. L. Fluke
<i>Copestylum tibiale</i> (Macquart, 1846)	NT	3	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum tricinctum</i> (Bigot, 1875)	NT	4	-	-
<i>Copestylum trituberculatum</i> (Thompson, 1976)	NT	8	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum unipunctatum</i> (Curran, 1926)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Copestylum vierecki</i> (Curran, 1925)	NT	2	-	J. Lane/ C. L. Fluke
<i>Criorhina asilica</i> (Fallén, 1816)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Criorhina aurea</i> Lovett, 1919	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Criorhina bulbucus</i> (Walker, 1849)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Criorhina grandis</i> Lovett, 1921	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Criorhina kincaidi</i> Coquillett, 1901	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Criorhina nigripes</i> (Williston, 1882)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Criorhina ranunculi</i> (Panzer, 1805)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Criorhina tricolor</i> Coquillett, 1900	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Criorhina verbosa</i> (Walker, 1849)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Dasyshyrphus amalopis</i> (Osten Sacken, 1875)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Dasyshyrphus creper</i> (Snow, 1895)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Dasyshyrphus albostrigatus</i> (Fallén, 1817)	PA	9	-	D. Albuquerque
<i>Dasyshyrphus tricinctus</i> (Fallén, 1817)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Dasyshyrphus venustus</i> (Meigen, 1822)	NA / PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Didea fasciata</i> Macquart, 1834	OR / PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Didea fuscipes</i> Loew, 1863	NA	1	-	D. Albuquerque
<i>Doros conopseus</i> (Fabricius, 1775)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Epistrophe diaphana</i> (Zetterstedt, 1843)	PA	2	-	H. Bazin
<i>Epistrophe eligans</i> (Harris, 1780)	PA	1	-	F. Venturi
<i>Epistrophe emarginata</i> (Say, 1823)	NA	5	1P	C. L. Fluke
<i>Epistrophe grossulariae</i> (Meigen, 1822)	PA / NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Epistrophe nitidicollis</i> (Meigen, 1822)	NA / PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Epistrophe xanthostoma</i> (Williston, 1887)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Epistrophebella euchroma</i> (Kowarz, 1885)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Episyrphus balteatus</i> (De Geer, 1776)	AU / OR / PA	12	-	D. Albuquerque
<i>Eriozona laxa</i> (Osten Sacken, 1875)	PA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eristalina resoluta</i> (Walker, 1858)	OR / AU	1	-	H. Bazin
<i>Eristalinus aeneus</i> (Scopoli, 1763)	AU/AT/OR/PA/NA	7	-	D. Albuquerque
<i>Eristalinus arvorum</i> (Fabricius, 1787)	AU	1	-	D. Albuquerque
<i>Eristalinus madagascariensis</i> (Hervé-Bazin, 1914)	AT	1	-	D. Albuquerque
<i>Eristalinus paria</i> (Bigot, 1880)	AU / PA	1	-	H. Bazin
<i>Eristalinus sepulchralis</i> (Linnaeus, 1758)	OR / PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Eristalinus splendens</i> (Le Guillou, 1842)	AU	1	-	D. Albuquerque
<i>Eristalinus taeniops</i> (Wiedemann, 1818)	AT / PA / NA	4	-	F. Venturi
<i>Eristalinus tarsalis</i> (Macquart, 1855)	PA	4	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis anthophorina</i> (Fallén, 1817)	PA / NA	23	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis arbustorum</i> (Linnaeus, 1758)	PA / NA	29	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis barda</i> (Say, 1829)	NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis bogotensis</i> Macquart, 1842	NT	4	-	H. Bazin
<i>Eristalis brousii</i> (Williston, 1882)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis cerealis</i> Fabricius, 1805	PA / OR	7	-	D. Albuquerque
<i>Eristalis cryptarum</i> (Fabricius, 1794)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Eristalis dimidiatus</i> (Wiedemann, 1830)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis himalayensis</i> Brunetti, 1908	PA / OR	1	-	D. Albuquerque
<i>Eristalis hirtus</i> (Loew, 1866)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis intricaria</i> (Linnaeus, 1758)	PA	5	-	R. Trojan
<i>Eristalis pertinax</i> (Scopoli, 1763)	PA	5	-	F. Venturi
<i>Eristalis pratorum</i> (Meigen, 1822)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Eristalis rupium</i> Fabricius, 1805	PA / NA	5	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis saxorum</i> (Wiedemann, 1830)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis stipator</i> Osten Sacken, 1877	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Eristalis tenax</i> (Linnaeus, 1758)	NT/AU/AT/OR/NA	18	-	S. W. Bromley

<i>Eristalis transversus</i> Wiedemann, 1930	NA	2	-	S. W. Bromley
<i>Eumerus latitarsis</i> Macquart, 1839	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Eumerus narcissi</i> (Smith, 1928)	NA / PA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eumerus ornatus</i> Meigen, 1822	PA	3	-	Séguy
<i>Eumerus ovatus</i> Loew, 1848	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Eumerus pulchellus</i> Loew, 1848	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Eumerus sabulorum</i> Fallén, 1817	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Eumerus strigatus</i> Fallén, 1817	AU / PA / NA	6	-	C. L. Fluke
<i>Eumerus tricolor</i> (Fabricius, 1798)	PA	2	-	Séguy
<i>Eumerus tuberculatus</i> Rondani, 1857	NT / NA / AU / PA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes aberrantis</i> Curran, 1925	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes americanus</i> (Wiedemann, 1830)	NT / AU / NA	6	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes confrater</i> (Wiedemann, 1830)	AU / OR / PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Eupeodes lapponica</i> (Zetterested, 1838)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes latifasciatus</i> (Macquart, 1829)	NA / OR / NA / PA	7	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes lebanoensis</i> (Fluke, 1930)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes luniger</i> (Meigen, 1822)	OR / NA / PA	5	-	M. P. Riedel
<i>Eupeodes montivagus</i> (Snow, 1895)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes perplexus</i> (Osburn, 1910)	NA	5	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes pingreensis</i> (Fluke, 1930)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes pomus</i> (Curran, 1921)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes snowi</i> (Wehr, 1922)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes venablesi</i> (Curran, 1929)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Eupeodes volucris</i> (Osten Sacken, 1877)	NT / AU / NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Ferdinandea croesus</i> (Osten Sacken, 1877)	NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Ferdinandea cuprea</i> (Scopoli, 1763)	PA	5	-	M. P. Riedel
<i>Graptomyza breverstris</i> Wiedemann, 1820	OR	1	-	D. Albuquerque
<i>Habromyia barbiellinii</i> (Ceresa, 1934)	NT	3	-	H. S. Lopes
<i>Habromyia chrysotaenia</i> Fluke, 1937	NT	1	1P	C. L. Fluke
<i>Helophilus bilinearis</i> Williston, 1887	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus cooleyi</i> (Seamans, 1917)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus fasciatus</i> Walker, 1849	NT / NA	3	-	C. L. Fluke/S. W. Bromley
<i>Helophilus groenlandicus</i> (Fabricius, 1780)	PA / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus latifrons</i> Loew, 1863	NT / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus lunulatus</i> Meigen, 1822	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus obscurus</i> Loew, 1863	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus pendulus</i> (Linnaeus, 1758)	PA	14	-	R. Trojan
<i>Helophilus perfidiosus</i> (Hunter, 1897)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus relictus</i> (Curran & Fluke, 1926)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus rex</i> (Curran & Fluke, 1926)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus stipatus</i> Walker, 1849	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Helophilus transfugus</i> (Linnaeus, 1758)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Helophilus trivittatus</i> (Fabricius, 1805)	PA	3	-	F. Venturi
<i>Helophilus virgatus</i> Coquillett, 1898	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Heringia comutata</i> Curran, 1921	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Hermetia illucens</i> (Linnaeus, 1758)	AU / AT / OR	9	-	-
<i>Ischyrosyrphus glaucius</i> (Linnaeus, 1758)	PA	6	-	M. P. Riedel
<i>Leucopodella incompta</i> (Austen, 1893)	NT	1	-	-
<i>Leucozona lucorum</i> (Linnaeus, 1758)	NA / PA	4	-	M. P. Riedel
<i>Mallota bautias</i> (Walker, 1849)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Mallota cimbiciformis</i> (Fallén, 1817)	PA	3	-	C. L. Fluke
<i>Mallota posticatus</i> (Fabricius, 1805)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Mallota sackeni</i> Williston, 1882	NT / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Melangyna compositarum</i> (Verrall, 1873)	NA / PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Melangyna guttata</i> (Fallén, 1817)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Melangyna lastophthalma</i> (Zetterested, 1843)	NA / PA	1	-	C. L. Fluke
<i>Melangyna triangulifera</i> (Zetterested, 1843)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Melangyna umbellatarum</i> (Fabricius, 1794)	NA / PA	1	-	C. L. Fluke
<i>Melanostoma alticola</i> Speiser, 1910	AT	1	-	D. Albuquerque

<i>Melanostoma mellina</i> (Linnaeus, 1758)	NT / NA / PA	8	-	D. Albuquerque
<i>Melanostoma orientale</i> (Wiedemann, 1824)	OR / PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Melanostoma scalare</i> (Fabricius, 1794)	AT / OR / PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Meliscaeva auricollis</i> (Meigen, 1822)	PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Meliscaeva cinctella</i> (Zetterstedt, 1843)	OR / PA / NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Merodon aeneus</i> Meigen, 1822	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Merodon albifrons</i> Meigen, 1822	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Merodon avidus</i> (Rossi, 1790)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Merodon cinereus</i> (Fabricius, 1794)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Merodon clavipes</i> (Fabricius, 1781)	PA	7	-	F. Venturi
<i>Merodon equestris</i> (Fabricius, 1794)	AU / PA / NA	8	-	C. L. Fluke
<i>Merodon micromegas</i> (Hervé-Bazin, 1929)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Merodon spinipes</i> (Fabricius, 1794)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Merodon trochantericus</i> Costa, 1884	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Meromacrus brunneus</i> Hull, 1942	NT	2	-	K. Lenko/M. Carrera
<i>Meromacrus milesia</i> Hull, 1942	NT	5	-	D. Albuquerque
<i>Meromacrus nectarinoides</i> (Lynch Arribáizaga, 1892)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Meromacrus niger</i> Sack, 1920	NT	15	-	H. S. Lopes
<i>Meromacrus pachypus</i> (Wiedemann, 1830)	NT	7	-	C. L. Fluke
<i>Meromacrus pratorum</i> (Fabricius, 1775)	NT	9	-	H. S. Lopes
<i>Meromacrus zonatus</i> (Loew, 1866)	NT	1	-	Hull
<i>Mesembrius peregrinus</i> (Loew, 1846)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Metasyrphus corollae</i> (Fabricius, 1794)	AT / OR / PA	8	-	F. Venturi
<i>Microdon aurifex</i> Wiedemann, 1830	NT	5	-	H. S. Lopes
<i>Microdon barrettoii</i> (Carrera, Lopes & Lane, 1947)	NT	4	2P	H. S. Lopes
<i>Microdon devius</i> (Linnaeus, 1761)	PA	1	-	M. P. Riedel
<i>Microdon instabilis</i> Wiedemann, 1830	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Microdon mitis</i> Curran, 1940	NT	13	-	H. S. Lopes
<i>Microdon mutabilis</i> (Linnaeus, 1758)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Microdon seabrai</i> (Papavero, 1962)	NT	2	-	N. Papavero
<i>Microdon violaceus</i> (Macquart, 1842)	NT	4	-	Ruiz
<i>Milesia crabroniformis</i> (Fabricius, 1775)	PA	4	-	Colle
<i>Milesia pulchra</i> (Williston, 1892)	NT	5	-	C. L. Fluke
<i>Milesia semiluctifera</i> (Villers, 1789)	PA	1	-	F. Venturi
<i>Milesia virginensis</i> (Drury, 1773)	NT / NA	2	-	S. W. Bromley
<i>Mixogaster conopsoideus</i> Macquart, 1842	NT	1	-	M. Carrera
<i>Mixogaster lanei</i> Carrera & Lenko, 1958	NT	12	1A/11P	M. Carrera
<i>Mixogaster lopesi</i> Carrera & Lenko, 1958	NT	1	1H	M. Carrera
<i>Mixogaster polistes</i> Hull, 1954	NT	2	1 A	M. Carrera
<i>Mixogaster sartocrypta</i> Hull, 1954	NT	2	1 A	M. Carrera
<i>Myiathropa florea</i> (Linnaeus, 1758)	PA	8	-	H. S. Lopes
<i>Myiolepta strigilata</i> Loew, 1872	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Myiolepta varipes</i> Loew, 1869	NA	5	-	C. L. Fluke
<i>Nausigaster flukei</i> Curran, 1941	NT	2	-	J. Lane
<i>Neoascia distincta</i> Williston, 1887	NA	1	-	D. Albuquerque
<i>Neoascia floralis</i> (Meigen, 1822)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Neoascia globosa</i> (Walker, 1849)	NA	1	-	D. Albuquerque
<i>Neoascia metallica</i> (Williston, 1882)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Neoascia podagrica</i> (Fabricius, 1775)	PA	3	-	C. L. Fluke
<i>Neocnemodon fulvimanus</i> (Zetterstedt, 1843)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Neocnemodon rita</i> (Curran, 1921)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Neplas grandifemoralis</i> (Curran, 1934)	NT	7	-	H. S. Lopes
<i>Notosyrphus golbachii</i> (Fluke, 1950)	NT	1	-	-
<i>Ocyrtamys adspersus</i> (Fabricius, 1805)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Ocyrtamys amplius</i> (Fluke, 1942)	NT	4	2P	C. L. Fluke
<i>Ocyrtamys arx</i> (Fluke, 1936)	NT	3	-	H. S. Lopes
<i>Ocyrtamys caldus</i> (Walker, 1852)	NT	12	-	C. L. Fluke
<i>Ocyrtamys clarapex</i> (Wiedemann, 1830)	NT	1	-	-
<i>Ocyrtamys colombianus</i> (Curran, 1941)	NT	3	-	C. L. Fluke
<i>Ocyrtamys crocatus</i> (Austen, 1893)	NT	2	-	-

<i>Ocyptamus decipiens</i> (Williston, 1891)	NT	1	-	C. L. Fluke
<i>Ocyptamus dimidiatus</i> (Fabricius, 1781)	NT / NA	24	-	M. Carrera
<i>Ocyptamus duida</i> (Hull, 1947)	NT	1	-	-
<i>Ocyptamus flatus</i> (Hull, 1940)	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Ocyptamus flavipennis</i> (Wiedemann, 1830)	NT	11	-	H. S. Lopes
<i>Ocyptamus funebris</i> Macquart, 1834	NT	14	-	H. S. Lopes
<i>Ocyptamus fuscipennis</i> (Say, 1823)	NT / NA	4	-	C. L. Fluke
<i>Ocyptamus gastrostactus</i> (Wiedemann, 1830)	NT / NA	9	-	C. L. Fluke
<i>Ocyptamus ida</i> (Curran, 1941)	NT	1	-	J. Lane
<i>Ocyptamus immaculatus</i> (Macquart, 1842)	NT	2	-	D. Albuquerque
<i>Ocyptamus lanei</i> (Fluke, 1950)	NT	1	-	C.L. Fluke
<i>Ocyptamus lemur</i> (Osten Sacken, 1877)	NA	2	-	C.L. Fluke
<i>Ocyptamus lepidus</i> (Macquart, 1842)	NT	1	-	C.L. Fluke
<i>Ocyptamus lividus</i> (Schiner, 1868)	NT	7	-	C.L. Fluke
<i>Ocyptamus loewi</i> Sedman, 1965	NT / NA	5	-	C. L. Fluke
<i>Ocyptamus macropyga</i> (Curran, 1941)	NT	1	-	C.L. Fluke
<i>Ocyptamus norina</i> (Curran, 1941)	NT	2	-	-
<i>Ocyptamus peruvianus</i> (Shannon, 1927)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Ocyptamus pilipes</i> (Schiner, 1868)	NT	2	-	C.L. Fluke
<i>Ocyptamus prenes</i> (Curran, 1930)	NT	1	-	-
<i>Ocyptamus rugosifrons</i> (Schiner, 1868)	NT	3	-	-
<i>Ocyptamus summus</i> (Fluke, 1936)	NT	3	1P	H. S. Lopes
<i>Ocyptamus tarsalis</i> (Walker, 1837)	NT	1	-	D. Albuquerque
<i>Ocyptamus transatlanticus</i> (Schiner, 1868)	NT	4	-	-
<i>Ocyptamus vanda</i> (Hull, 1943)	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Ocyptamus virginio</i> (Hull, 1941)	NT	1	-	-
<i>Ornidia aemula</i> (Williston, 1888)	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Ornidia major</i> Curran, 1930	NT	4	-	D. Albuquerque
<i>Ornidia obesa</i> (Fabricius, 1775)	NT/AU/AT/OR/NA	23	-	M. Carrera
<i>Orthonevra bellula</i> (Williston, 1882)	NA / NT	2	-	C. L. Fluke
<i>Orthonevra frontalis</i> (Loew, 1843)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Orthonevra nitidus</i> (Wiedemann, 1830)	NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Orthonevra nobilis</i> (Fallén, 1817)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Orthonevra pictipennis</i> (Loew, 1863)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Orthonevra pulchella</i> (Williston, 1886)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Orthonevra splendens</i> (Meigen, 1822)	PA	6	-	D. Albuquerque
<i>Palpada agrorum</i> (Fabricius, 1787)	NT / NA	24	-	C. L. Fluke
<i>Palpada albifrons</i> (Wiedemann, 1830)	NT / NA	3	-	H. S. Lopes
<i>Palpada conica</i> (Fabricius, 1805)	NT	11	-	N. Papavero/C. L. Fluke
<i>Palpada cyatheus</i> (Hull, 1925)	NT	7	-	C. L. Fluke
<i>Palpada distinguenda</i> (Wiedemann, 1830)	NT	5	-	D. Albuquerque
<i>Palpada doris</i> (Curran, 1930)	NT	2	-	-
<i>Palpada elegans</i> (Blanchard, 1852)	NT	3	-	H. S. Lopes
<i>Palpada erratica</i> (Curran, 1930)	NT	1	-	H. S. Telford
<i>Palpada fasciata</i> (Wiedemann, 1819)	NT	6	-	H. S. Lopes
<i>Palpada fasciculata</i> (Curran, 1938)	NT	4	-	N. Papavero/J. Lane
<i>Palpada furcata</i> (Wiedemann, 1819)	NT / NA	31	-	C. L. Fluke/D. Albuquerque
<i>Palpada meigenii</i> (Wiedemann, 1830)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Palpada melanaspis</i> (Wiedemann, 1830)*	NT	23	-	C. L. Fluke
<i>Palpada minutalis</i> (Williston, 1891)	NT	2	-	N. Papavero
<i>Palpada obsoleta</i> (Wiedemann, 1830)	NT	15	-	M. Carrera/H. S. Lopes
<i>Palpada ochracea</i> (Williston, 1888)	NT	1	-	-
<i>Palpada parvula</i> (Williston, 1888)	NT	8	-	H. S. Lopes
<i>Palpada precipua</i> (Williston, 1888)	NT	4	-	H. S. Lopes
<i>Palpada pusillus</i> (Macquart, 1842)	NT / NA	2	-	N. Papavero
<i>Palpada pusio</i> (Wiedemann, 1830)	NT	3	-	-
<i>Palpada pygolampa</i> (Wiedemann, 1830)	NT	24	-	C. L. Fluke/D. Albuquerque
<i>Palpada ruficeps</i> (Macquart, 1842)	NT	1	-	D. Albuquerque
<i>Palpada rufipedes</i> (Thompson, 1976)	NT	9	-	C. L. Fluke

<i>Palpada scutellaris</i> (Fabricius, 1805)	NT / NA	15	-	H. S. Lopes/ H. Bazin
<i>Palpada solennis</i> (Walker, 1849)	NT / NA	3	-	H. S. Lopes
<i>Palpada spectabilis</i> (Hull, 1925)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Palpada taenia</i> (Wiedemann, 1830)	NT	1	-	H. Bazin
<i>Palpada testaceicornis</i> (Macquart, 1850)	NT / NA	3	-	H. S. Lopes
<i>Palpada triangularis</i> (Giglio-Tos, 1892)	NT / NA	13	-	-
<i>Palpada urotaenia</i> (Curran, 1930)	NT	5	-	H. S. Lopes/C. L. Fluke
<i>Palpada vinetorum</i> (Fabricius, 1798)	AU / NA	33	-	C. L. Fluke
<i>Paragus albifrons</i> (Fallén, 1817)	PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Paragus bicolor</i> (Fabricius, 1794)	PA	6	-	D. Albuquerque
<i>Paragus tibialis</i> (Fallén, 1817)	NT / OR	12	-	D. Albuquerque
<i>Parasyrphus insolitus</i> (Osburn, 1908)	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Parasyrphus macularis</i> (Zetterstedt, 1843)	PA / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Parasyrphus relicta</i> (Zetterstedt, 1838)	NA	4	-	C. L. Fluke
<i>Parhelophilus frutetorum</i> (Fabricius, 1775)	PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Parhelophilus laetus</i> (Loew, 1863)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Phytomia argyrocephala</i> (Macquart, 1842)	OR	2	-	D. Albuquerque
<i>Phytomia chrysopyga</i> (Wiedemann, 1819)	OR	3	-	D. Albuquerque
<i>Phytomia errans</i> (Fabricius, 1787)	OR	4	-	D. Albuquerque
<i>Phytomia erratica</i> (Bezzi, 1912)	AT	2	-	D. Albuquerque
<i>Phytomia incisa</i> (Wiedemann, 1830)	AT	3	-	D. Albuquerque
<i>Phytomia natalensis</i> (Macquart, 1850)	AT	2	-	D. Albuquerque
<i>Phytomia zonata</i> (Fabricius, 1787)	AU / OR	8	-	H. S. Lopes
<i>Pipiza femoralis</i> Loew, 1866	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Pipiza fenestrata</i> Meigen, 1822	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Pipiza lugubris</i> (Fabricius, 1775)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Pipiza noctiluca</i> (Linnaeus, 1758)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Pipizella virens</i> (Fabricius, 1805)	PA	5	-	H. Bazin
<i>Platycheirus albimanus</i> (Fabricius, 1781)	OR / PA / NA	4	-	D. Albuquerque
<i>Platycheirus manicatus</i> (Meigen, 1822)	PA / NA	1	-	D. Albuquerque
<i>Platycheirus obscurus</i> (Say, 1824)	NA	1	-	-
<i>Platycheirus quadrata</i> (Say, 1823)	NA	1	-	Shannon
<i>Platycheirus rosarum</i> (Fabricius, 1787)	NA	2	-	D. Albuquerque
<i>Platycheirus scutatus</i> (Meigen, 1822)	PA / NA	3	-	D. Albuquerque
<i>Polybiomyia macquarti</i> Shannon, 1925	NT / NA	2	-	-
<i>Polydontomyia curvipes</i> (Wiedemann, 1830)	NT / NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Psarus abdominalis</i> (Fabricius, 1794)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Pseudodoros clavatus</i> (Fabricius, 1794)	NT / AU / NA	20	-	F. M. Hull/H. S. Lopes
<i>Psilota anthracina</i> Meigen, 1822	PA	1	-	H. Bazin
<i>Pyritys kincaidii</i> (Coquillett, 1895)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Quichuana bezzi</i> Ceresa, 1934	NT	4	-	D. Albuquerque
<i>Rhingia campestris</i> Meigen, 1822	PA	7	-	M. P. Riedel
<i>Rhingia nasica</i> Say, 1823	NA	3	-	F. M. Hull
<i>Rhingia nigra</i> Macquart, 1846	NT	2	-	J. Lane
<i>Rhingia rostrata</i> Linnaeus, 1758	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Rhysops fastigatus</i> Fluke, 1945	NT	2	-	-
<i>Rhysops lanei</i> (Fluke, 1936)	NT	1	-	J. Lane
<i>Rhysops longicornis</i> (Walker, 1837)	NT	3	-	C. L. Fluke
<i>Rhysops neotropicus</i> (Curran, 1937)	NT	2	-	C. L. Fluke
<i>Rhysops nigrans</i> Fluke, 1945	NT	2	-	-
<i>Rhysops pollinosus</i> Hull, 1942	NT	1	-	-
<i>Rhysops scitulus</i> Williston, 1888	NT	1	-	-
<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner, 1868	NT	9	-	H. S. Lopes
<i>Salpingogaster punctifrons</i> Curran, 1929	NT / NA	1	-	H. S. Lopes
<i>Salpingogaster pygophora</i> Schiner, 1868	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Scaeva melanostoma</i> (Macquart, 1842)	NT	1	-	-
<i>Scaeva pyrastris</i> (Linnaeus, 1758)	NT / AU / NA / PA	12	-	D. Albuquerque/ C. Fluke
<i>Senaspis dentipes</i> (Macquart, 1842)	AT / OR	1	-	D. Albuquerque
<i>Senaspis nigrata</i> (Bigot, 1859)	AT	2	-	D. Albuquerque

<i>Sericomyia chalcopyga</i> Loew, 1863	NA	4	-	C. L. Fluke
<i>Sericomyia chrysotoxoides</i> Macquart, 1842	NA	2	-	S. W. Bromley
<i>Sericomyia lappona</i> (Linnaeus, 1758)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Sericomyia militaris</i> Walker, 1849	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Sericomyia silentis</i> (Harris, 1776)	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Somula decora</i> Macquart, 1847	NA	1	-	S. W. Bromley
<i>Sphaerophoria contigua</i> Macquart, 1847	NT / NA / PA	6	-	C. L. Fluke
<i>Sphaerophoria menthastri</i> Linnaeus, 1758	PA	4	-	F. Venturi
<i>Sphaerophoria philanthus</i> (Meigen, 1822)	NA / PA	8	-	C. L. Fluke
<i>Sphaerophoria rueppelli</i> (Wiedemann, 1830)	AT	3	-	-
<i>Sphaerophoria scripta</i> (Linnaeus, 1758)	NA / PA / OR	26	-	H. S. Lopes
<i>Sphaerophoria sulphuripes</i> Thomson, 1869	NT / NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Sphaerophoria viridaenea</i> Brunetti, 1915	PA / OR	3	-	D. Albuquerque/H. Bazin
<i>Sphecomyia brevicornis</i> Osten Sacken, 1877	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Sphecomyia pattoni</i> Williston, 1882	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Sphegina clunipes</i> Fallén, 1816	PA	3	-	D. Albuquerque
<i>Sphegina flavimana</i> Malloch, 1922	NA	3	-	C. L. Fluke
<i>Sphegina infusata</i> Loew, 1863	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Sphegina rufiventris</i> Loew, 1863	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Spheginobaccha macropoda</i> (Bigot, 1883)	OR	1	-	D. Albuquerque
<i>Sphiximorpha barbipes</i> (Loew, 1853)	NT	4	-	H. S. Lopes
<i>Sphiximorpha bigoti</i> (Williston, 1888)	NT	3	-	H. S. Lopes
<i>Sphiximorpha binominata</i> (Verrill, 1901)	PA	2	-	Hardy
<i>Sphiximorpha facialis</i> (Kértész, 1903)	NT	1	-	-
<i>Sphiximorpha mikii</i> (Williston, 1888)	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Sphiximorpha shannoni</i> (Lane & Carrera, 1943)	NT	6	1 A/3 P	M. Carrera/J. Lane
<i>Sphiximorpha wulpi</i> (Williston, 1888)	NT	1	-	-
<i>Spilomyia diopthalma</i> (Linnaeus, 1758)	PA	2	-	M. P. Riedel
<i>Spilomyia fusca</i> Loew, 1864	NA	2	-	S. W. Bromley
<i>Spilomyia liturata</i> Williston, 1887	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Spilomyia longicornis</i> Loew, 1872	NT / NA	2	-	C. L. Fluke/ S. W. Bromley
<i>Spilomyia saltuum</i> (Fabricius, 1794)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Sterphus (Sterphus) coeruleus</i> (Rondani, 1863)	NT	1	-	H. S. Lopes
<i>Sterphus plagiatius</i> (Wiedemann, 1830)	NT	8	-	C. L. Fluke
<i>Syrpitta pipiens</i> (Linnaeus, 1758)	NT / NA / PA / OR	13	-	F. Venturi/M. P. Riedel
<i>Syrphus knabi</i> Shannon, 1916	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Syrphus octomaculatus</i> Walker, 1837	NT	4	-	H. S. Lopes
<i>Syrphus opinator</i> Osten Sacken, 1877	AU / NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Syrphus phaeostigma</i> Wiedemann, 1830	NT	8	-	C. L. Fluke
<i>Syrphus rectus</i> Osten Sacken, 1875	NA	4	-	C. L. Fluke
<i>Syrphus ribesii</i> (Linnaeus, 1758)	NT / PA / NA	11	-	F. Venturi/H. S. Lopes
<i>Syrphus shorae</i> (Fluke, 1950)	NT	8	-	H. S. Lopes
<i>Syrphus torvus</i> Osten Sacken, 1875	OR / PA / NA	5	-	D. Albuquerque
<i>Syrphus vitripennis</i> Meigen, 1822	NT / OR / PA / NA	4	-	C. L. Fluke
<i>Temnostoma alternans</i> Loew, 1864	NA	1	-	S. W. Bromley
<i>Temnostoma apiforme</i> (Fabricius, 1794)	PA	3	-	C. L. Fluke/H. S. Lopes
<i>Temnostoma bombylans</i> (Fabricius, 1805)	PA	3	-	H. S. Lopes
<i>Temnostoma trifasciatum</i> Robertson, 1901	NA	2	-	S. W. Bromley
<i>Temnostoma vespiforme</i> (Linnaeus, 1758)	PA/NA	3	-	H. S. Lopes
<i>Teuchocnemis lituratus</i> (Loew, 1863)	NA	4	-	S. W. Bromley
<i>Taxomerus anthrax</i> (Schiner, 1868)	NT	1	-	-
<i>Taxomerus aurulentus</i> (Williston, 1887)	NT	2	-	H. S. Lopes
<i>Taxomerus basilaris</i> (Wiedemann, 1830)	NT/NA	20	-	C. L. Fluke/H. S. Lopes
<i>Taxomerus confusus</i> (Schiner, 1868)	NT	6	-	C. H. Curran/H. S. Lopes
<i>Taxomerus croesus</i> (Hull, 1940)	NT	1	-	-
<i>Taxomerus duplicatus</i> (Wiedemann, 1830)	NT	6	-	H. S. Lopes/C. L. Fluke

<i>Taxomerus floralis</i> (Fabricius, 1798)	NT/NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Taxomerus geminata</i> (Say, 1823)	NA	4	-	C. L. Fluke
<i>Taxomerus laciniosus</i> (Loew, 1866)	NT	1	-	-
<i>Taxomerus marginata</i> (Say, 1823)	NT/AU/NA	4	-	C. L. Fluke
<i>Taxomerus musicus</i> (Fabricius, 1805)	NT	2	-	F. M. Hull
<i>Taxomerus occidentalis</i> Curran, 1922	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Taxomerus octoguttatus</i> (Jaennicke, 1867)	NT	1	-	-
<i>Taxomerus polita</i> (Say, 1823)	NT/NA	15	-	C. L. Fluke
<i>Taxomerus tibicen</i> (Wiedemann, 1830)	NT	18	-	C. L. Fluke/H. S. Lopes
<i>Taxomerus vitreus</i> (Hull, 1941)	NT	1	-	-
<i>Taxomerus watsoni</i> (Curran, 1930)	NT	1	-	C. L. Fluke
<i>Triglyphus primus</i> Loew, 1840	PA	5	-	M. P. Riedel
<i>Tropidia fuscata</i> Meigen, 1822	PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Tropidia quadrata</i> (Say, 1824)	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Tropidia scita</i> (Harris, 1780)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Volucella basalis</i> (Brunetti, 1907)	OR/PA/NA	13	-	M. P. Riedel/C. L. Fluke
<i>Volucella inanis</i> (Linnaeus, 1758)	PA	4	-	D. Albuquerque
<i>Volucella inflata</i> (Fabricius, 1794)	PA	3	-	-
<i>Volucella jeddona</i> Bigot, 1875	PA	3	-	H. S. Lopes
<i>Volucella pellucens</i> (Linnaeus, 1758)	OR/PA	8	-	D Albuquerque/F. Venturi
<i>Volucella satur</i> Osten Sacken, 1877	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Volucella trifasciata</i> Wiedemann, 1830	AU/OR	3	-	-
<i>Volucella zonaria</i> (Poda, 1761)	PA	6	-	D. Albuquerque
<i>Xanthandrus bucephalus</i> (Wiedemann, 1830)	NT	4	-	-
<i>Xanthandrus comtus</i> (Harris, 1780)	OR/PA	2	-	D. Albuquerque
<i>Xanthogramma citrofasciatum</i> (De Geer, 1776)	PA	5	-	F. Venturi
<i>Xanthogramma flavipes</i> (Loew, 1863)	NA	6	-	C. L. Fluke
<i>Xanthogramma pedissequum</i> (Harris, 1776)	PA	10	-	M. P. Riedel
<i>Xylota angustiventris</i> Loew, 1866	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Xylota annulifera</i> Bigot, 1883	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Xylota barbata</i> Loew, 1864	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Xylota ejuncida</i> Say, 1824	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Xylota flavitibia</i> Bigot, 1883	NA	1	-	C. L. Fluke
<i>Xylota florum</i> (Fabricius, 1805)	PA	1	-	D. Albuquerque
<i>Xylota micrurus</i> (Curran, 1941)	NA	3	2P	Curran
<i>Xylota notha</i> Williston, 1887	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Xylota pigra</i> (Fabricius, 1794)	NT	3	-	C. L. Fluke
<i>Xylota quadrimaculata</i> Loew, 1866	NA	2	-	C. L. Fluke
<i>Xylota segnis</i> (Linnaeus, 1758)	NA/PA	5	-	-
<i>Xylota silvarum</i> Linnaeus, 1758	PA	4	-	-

* Paratype of *Metasyrphus weborgi*, a junior synonym of *Epistrophe emarginata* (Say, 1823) (Poole & Gentili, 1996).

TABLE III. Cecidomyiidae in the MNRJ collection. The abbreviations are: NT (Neotropical), H (Holotype), P (Paratype).

TABLA III. Cecidomyiidae de la colección del MNRJ. Las abreviaturas son: NT (Neotropical), H (Holotipo), P (Paratipo).

Taxa	Zoogeographic region	Nº specimens	Type	Determinator
<i>Alycaulus</i> sp.	NT	20	-	V. Maia
<i>Asphondylia borrieriae</i> Rübsaamen, 1905	NT	25	-	V. Maia
<i>Asphondylia communis</i> Maia & Couri, 1992	NT	11	1 H/3 P	V. Maia
<i>Asphondylia cordiae</i> Möhn, 1975	NT	07	-	V. Maia
<i>Asphondylia erythroxyli</i> Möhn, 1959	NT	36	-	V. Maia
<i>Asphondylia maricensis</i> Maia & Couri, 1992	NT	02	1 H/1 P	V. Maia
<i>Asphondylia sennae</i> Maia & Couri, 1992	NT	05	1 H	V. Maia
<i>Asphondylia websteri</i> Felt, 1917	NT	05	-	R. J. Gagné
<i>Asphondylia</i> sp1.	NT	01	-	V. Maia
<i>Asphondylia</i> sp2.	NT	10	-	V. Maia
<i>Asphondylia</i> sp3.	NT	02	-	V. Maia
<i>Bruggmannia elongata</i> Maia & Couri, 1993	NT	27	1 H/18 P	V. Maia
<i>Bruggmannia monteiroi</i> Maia & Couri, 1993	NT	02	1 H/1 P	V. Maia
<i>Bruggmannia robusta</i> Maia & Couri, 1993	NT	20	1 H/14 P	V. Maia
<i>Bruggmannia</i> sp.	NT	19	-	V. Maia
<i>Bruggmanniella byrsonimae</i> (Maia & Couri, 1992)	NT	30	1 H/11 P	V. Maia
<i>Bruggmanniella maytenuse</i> (Maia & Couri, 1992)	NT	18	1 H/5 P	V. Maia
<i>Bruggmanniella</i> sp.	NT	03	-	V. Maia
<i>Camptoneuromyia</i> sp.	NT	08	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis melissae</i> Maia, 1993	NT	11	1 H/10 P	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp.1	NT	20	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp.2	NT	16	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp.3	NT	04	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp.4	NT	05	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp.5	NT	12	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp.6	NT	17	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp. 7	NT	01	-	V. Maia
<i>Clinodiplosis</i> sp.8	NT	08	-	V. Maia
<i>Clusiamyia nitida</i> Maia, 1996	NT	46	1 H/35 P	V. Maia
<i>Contarinia</i> sp.1	NT	11	-	R. J. Gagné
<i>Contarinia</i> sp.2	NT	01	-	R. J. Gagné
<i>Cordiamyia globosa</i> Maia, 1993	NT	70	1 H/23 P	V. Maia
<i>Dasineura copacabanensis</i> Maia, 1993	NT	12	1 H/11 P	V. Maia
<i>Dasineura gigantea</i> Angelo & Maia, 1999	NT	14	1 H/13 P	V. Maia & A. Angelo
<i>Dasineura globosa</i> Maia, 1995	NT	43	1 H/42 P	V. Maia
<i>Dasineura myrciariae</i> Maia, 1995	NT	50	1 H/37 P	V. Maia
<i>Dasineura tavaresi</i> Maia, 1995	NT	14	1 H/13 P	V. Maia
<i>Dasineura</i> sp.1	NT	17	-	V. Maia
<i>Dasineura</i> sp.2	NT	05	-	V. Maia
<i>Eugeniomyia dispar</i> Maia et al., 1996	NT	20	1 H/19 P	V. Maia
<i>Iatrophobia brasiliensis</i> Rübsaamen, 1916	NT	09	-	V. Maia
<i>Karschmyia</i> sp.	NT	06	-	V. Maia
<i>Lestodiplosis</i> sp.1	NT	63	-	V. Maia
<i>Lestodiplosis</i> sp.2	NT	01	-	V. Maia
<i>Lestodiplosis</i> sp.3	NT	01	-	V. Maia
<i>Myrciomyia maricensis</i> Maia, 1995	NT	20	1 H/17 P	V. Maia
<i>Myrciariamyia bivalva</i> Maia, 1994	NT	14	1 H/13 P	V. Maia
<i>Neolasioptera cerei</i> Rübsaamen, 1905	NT	27	-	V. Maia
<i>Neolasioptera eugeniae</i> Maia, 1993	NT	43	1 H/17 P	V. Maia

<i>Neolasioptera</i> sp.1	NT	20	-	V. Maia
<i>Neolasioptera</i> sp.2	NT	17	-	V. Maia
<i>Neomitranthella robusta</i> Maia, 1995	NT	44	1 H/37 P	V. Maia
<i>Pisphondylia brasiliensis</i> Couri & Maia, 1992	NT	04	1 H	V. Maia
<i>Proasphondylia formosa</i> Maia, 1993	NT	03	1 H/02 P	V. Maia
<i>Proasphondylia guapirae</i> Maia, 1993	NT	19	1 H/6 P	V. Maia
<i>Resseliella</i> sp.	NT	03	-	V. Maia
<i>Schismatodiplosis lantanae</i> Rübsaamen, 1916	NT	28	-	V. Maia
<i>Schizomyia</i> sp.1	NT	13	-	V. Maia
<i>Schizomyia</i> sp.2	NT	02	-	V. Maia
<i>Schizomyia</i> sp.3	NT	07	-	V. Maia
<i>Smilasioptera candelariae</i> Möhn, 1975	NT	69	-	V. Maia
<i>Stephomyia</i> cfr <i>clavata</i> Tavares, 1920	NT	45	-	V. Maia
<i>Stephomyia espiralis</i> Maia, 1993	NT	05	1 H	V. Maia
<i>Stephomyia mina</i> Maia, 1993	NT	22	1 H/21 P	V. Maia
<i>Stephomyia rotundifoliorum</i> Maia, 1993	NT	21	1 H/14 P	V. Maia
<i>Stephomyia tetralobae</i> Maia, 1993	NT	33	1 H/05	V. Maia
<i>Stephomyia</i> sp.	NT	23	-	V. Maia
<i>Trotteria</i> sp.1	NT	01	-	R. J. Gagné
<i>Trotteria</i> sp.2	NT	17	-	R. J. Gagné y V. Maia
<i>Trotteria</i> sp.3	NT	03	-	V. Maia
<i>Youngomyia</i> sp.	NT	14	-	M. V. U. Guimarães

TABLE IV. Insect galls in the MNRJ collection.

TABLA IV. Agallas de los insectos de la colección del MNRJ.

Host plant	Kind of gall
<i>Andira fraxinifolia</i> Benth.	Leaf gall
<i>Andira</i> cfr. <i>fraxinifolia</i> Benth.	Stem swelling
<i>Arrabidaea conjugata</i> (Vell.) Mart.	Ovary gall
<i>Arrabidaea conjugata</i> (Vell.) Mart.	Conical leaf gall
<i>Arrabidaea conjugata</i> (Vell.) Mart.	Midvein swelling
<i>Arrabidaea conjugata</i> (Vell.) Mart.	Stem swelling
<i>Aspidosperma pyricollum</i> M. Arg.	Leaf gall
<i>Atronium</i> sp.	Leaf gall
<i>Aureliana fasciculata</i> (Vell.) Sendth.	Leaf roll
<i>Borreria verticillata</i> (L.) Meyer	Inflorescence gall
<i>Byrsonima sericea</i> DC.	Inflorescence gall
<i>Byrsonima sericea</i> DC.	Leaf gall
<i>Byrsonima sericea</i> DC.	Stem swelling
<i>Clusia fluminensis</i> PL. & Tr.	Leaf gall
<i>Clusia hilariana</i> Schtdl.	Leaf gall
<i>Clusia lanceolata</i> Camb.	Leaf gall
<i>Cordia verbenacea</i> DC.	Inflorescence gall
<i>Cordia verbenacea</i> DC.	Globose leaf gall
<i>Cordia verbenacea</i> DC.	Elongated leaf gall
<i>Couepia ovalifolia</i> (Schott) Benth.	Marginal leaf roll
<i>Couepia ovalifolia</i> (Schott) Benth.	Spherical leaf roll
<i>Dalbergia ecastophylla</i> (L.) Taub.	Leaf gall
<i>Diodia gymnocephala</i> (DC.) K. Schum	Inflorescence gall
<i>Erythroxylum ovalifolium</i> Pey.	Inflorescence gall
<i>Erythroxylum ovalifolium</i> Pey.	Triangular leaf gall

<i>Erythroxylum ovalifolium</i> Pey.	Leaf roll
<i>Erythroxylum ovalifolium</i> Pey.	Bud gall
<i>Eugenia copacabanensis</i> Kiaersk	Conical leaf gall
<i>Eugenia copacabanensis</i> Kiaersk	Spiral leaf gall
<i>Eugenia multiflora</i> Camb.	Stem swelling
<i>Eugenia multiflora</i> Camb.	Cylindrical leaf gall
<i>Eugenia multiflora</i> Camb.	Cylindrical leaf gall
<i>Eugenia multiflora</i> Camb.	Spherical leaf gall
<i>Eugenia multiflora</i> Camb.	Spheroid gall
<i>Eugenia multiflora</i> Camb.	Marginal leaf gall
<i>Eugenia ovalifolia</i> Camb.	Stem swelling
<i>Eugenia rotundifolia</i> Casar	Cylindrical stem gall
<i>Eugenia rotundifolia</i> Casar	Marginal leaf gall
<i>Eugenia rotundifolia</i> Casar	Spherical leaf gall
<i>Eugenia uniflora</i> L.	Circular leaf gall
<i>Eugenia uniflora</i> L.	Conical leaf gall
<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz.	Circular leaf gall
<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz.	Globose leaf gall
<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz.	Triangular leaf gall
<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz.	Stem swelling
<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz.	Rosette leaf gall
<i>Heteropteris nitida</i> DC.	Closed flower
<i>Inga maritima</i> Benth.	Midvein/stem swelling
<i>Jacquemontia holosericea</i> (Weinmsan) O'Donell	Closed flower
<i>Lantana lilacina</i> Desf.	Bud gall
<i>Lantana camara</i> L.	Leaf gall
<i>Manilkara subsericea</i> (Mart.) Dubar	Bud gall
<i>Manilkara subsericea</i> (Mart.) Dubar	Ovoid leaf gall
<i>Manilkara subsericea</i> (Mart.) Dubar	Tubular leaf gall
<i>Maytenus obtusifolia</i> Mart.	Leaf gall
<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naud	Bud gall
<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naud	Stem swelling
<i>Mikania hoehnei</i> Rob.	Leaf roll
<i>Mikania hoehnei</i> Rob.	Stem swelling
<i>Myrciaria dubia</i>	Leaf gall
<i>Myrcia ovata</i> Camb.	Bud gall
<i>Myrcia ovata</i> Camb.	Globose leaf gall
<i>Myrcia ovata</i> Camb.	Inflorescence gall
<i>Myrciaria floribunda</i> (West ex Willdenow) Berg	Bud gall
<i>Myrciaria floribunda</i> (West ex Willdenow) Berg	Marginal leaf gall
<i>Myrciaria floribunda</i> (West ex Willdenow) Berg	Rosette gall
<i>Neomitranthes obscura</i> (DC.) Legr.	Marginal leaf gall
<i>Neomitranthes obscura</i> (DC.) Legr.	Bud gall
<i>Neomitranthes obscura</i> (DC.) Legr.	Triangular leaf gall
<i>Neomitranthes obscura</i> (DC.) Legr.	Stem swelling
<i>Neomitranthes obscura</i> (DC.) Legr.	Conical leaf gall
<i>Neomitranthes obscura</i> (DC.) Legr.	Ovoid leaf gall
<i>Ocotea notata</i> (Nees) Mez.	Bud gall
<i>Ouratea cuspidata</i> (St.-Hil.) Engl.	Leaf gall
<i>Paullinia weinmanniaefolia</i> Mart.	Rolled young leaf
<i>Paullinia weinmanniaefolia</i> Mart.	Clasper gall
<i>Paullinia weinmanniaefolia</i> Mart.	Stem swelling
<i>Paullinia weinmanniaefolia</i> Mart.	Conical leaf gall
<i>Passiflora mucronata</i> Lam.	Rolled young gall
<i>Peplonia asteria</i> (Vell.) Font. & Schw.	Rolled young gall
<i>Peplonia asteria</i> (Vell.) Font. & Schw.	Closed flower
<i>Piper divaricatum</i> Meyer	Inflorescence gall
<i>Pouteria caimito</i> (R. & P.) Radlk. var. <i>laurifolia</i> (Gomes) Baehni	Leaf gall
<i>Pouteria venosa</i> (Mart.) Baehni	Leaf gall
<i>Protium brasiliense</i> (Spr.) Engl.	Marginal leaf gall

Protium brasiliense (Spr.) Engl.
Protium heptaphyllum March.
Protium heptaphyllum March.
Protium heptaphyllum March.
Protium icariba (DC.) March
Protium icariba (DC.) March
Psittacanthus dichrous (Mart.) Mart.
Rapanea parvifolia (A DC.) Mez.
Sebastiania glandulosa (Mart.) Pax
Sebastiania glandulosa (Mart.) Pax
Sebastiania glandulosa (Mart.) Pax
Selenicereus setaceus (SD.) Berg.
Smilax rufescens Griseb
Smilax rufescens Griseb
Solanum affine Sendtn
Solanum inaequale Vell.
Solanum inaequale Vell.
Stylosanthes guianensis Sw.
Tetrapteris phlomoides (Spr.) Nied.
Vernonia rufogrisea St. Hill.
Ximenia americana L. var. *americana*

Conical leaf gall
Marginal leaf gall
Spheroid leaf gall
Tube-like leaf gall
Conical leaf gall
Fruit gall
Leaf gall
Leaf gall
Conical bud gall
Spherical bud gall
Marginal leaf gall
Stem swelling
Leaf gall
Midein swelling
Leaf gall
Leaf gall
Leaf petiole swelling
Inflorescence gall
Rosette gall
Bud gall
Stem swelling

DISCUSSION

Among the Asiloidea, the Asilidae and Bombyliidae are the largest families represented in MNRJ collection. The first has species with the following distribution: 53.9% Neotropical, 25.9% Palaearctic, 18.4% Nearctic, 0.6% Australasian, 0.6% Afrotropical and 0.6% Oriental. Concerning to the Bombyliidae species, the representation is: 45.9% Palaearctic, 42.8% Neotropical, 6.2% Nearctic, 4.1% Afrotropical and 1% Oriental. The three other families (Mydidae, Therevidae and Scenopinidae) are poorly represented.

The Syrphidae species are represented by 3% Afrotropical; 4% Australasian/Oceanian; 7% Oriental; 25% Neotropical; 29% Palaearctic; 32% Nearctic.

The Cecidomyiidae collection includes only Neotropical material and it is representative of “restinga” environments. Furthermore, it comprises some species from forests and brazilian savanna (“cerrado”). Almost all species were reared in our laboratory and mainly Maia identified them. Nowadays, it comprises about 2000 specimens and represents the only Cecidomyiidae reference collection in South America.

The specimens of all families from the Neotropical region were collected in many different environments. Field works made by the staff of the laboratory have been increasing the collection consubstantially.

ACKNOWLEDGMENTS

We would like to thank the “Fundação Universitária José Bonifácio – FUJB” (Proc. Nr. 8378-0 and 8700-9); “Conselho Nacional de Pesquisas – CNPq”, “Fundação de Amparo á Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro – FAPERJ” (Proc. Nr. E-26/170.750/99-APQ1) and “Fundação Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES” for the financial support; to Alicelena Bustamante, Débora Gonçalves, Emerson Valim Braga, Bianca Marques and other technicians for their contribution in the computerization of the Diptera collection, and to Dr. Cátia A. de Mello Patiu for the information about the Sarcophagidae.

REFERENCES

ARTIGAS, J. N. & A. O. ANGULO. 1980. Revisión del género *Mallophora* Macquart por Sistemática Alfa y Taxonomía Numérica (Diptera - Asilidae). Gayana Zool. 43:1-182.

ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1988a. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. I. Key to subfamilies and subfamily Leptogastrinae Schiner. Gayana Zool. 52 (1-2): 95-114.

ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1988b. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other

- morphological details. II. Key to genera of Dasygongoninae Macquart, with descriptions of new genera and species and new synonymies. *Gayana Zool.* 52(34): 199-260.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1988c. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. III. Key to the genera of Trigonimiminae Enderlein, with description of a new genus and species. *Bol. Soc. Biol. Concepción, Chile.* Tomo 60, pp. 35-41.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1988d. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. VII.2. Subfamily Stenopogoninae Hull - Tribes Acronychini, Bathypogonini (with description of a new genus) and Ceratugini, and a catalogue of the Neotropical species. *Gayana Zool.* 55(3): 247-255.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1990. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. V. subfamily Stichopogoninae G.H. Hardy. *Bol. Soc. Biol. Concepción, Chile.* Tomo 61, pp. 39-47.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1991a. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. VI. Tribe Atomosiini Hermann (Laphriinae), with descriptions of two new genera and three new species, and a catalogue of the Neotropical species. *Gayana Zool.* 55(1): 53-85.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1991b. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. VII. 1. Subfamily Stenopogoninae Hull. A preliminary classification into tribes. *Gayana Zool.* 55(2): 139-144.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1991c. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. VII.4. Subfamily Stenopogoninae Hull - Tribes Enigmomorphini, with descriptions of three new genera and species and a catalogue of the Neotropical species. *Bol. Soc. Biol. Concepción, Chile.* Tomo 62, pp. 27-53.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1991d. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. VII. 5. Subfamily Stenopogoninae Hull - Tribe Tillobromini, with descriptions of three new genera and two new species and a catalogue of the Neotropical species. *Rev. Chilena Ent.* 19:17-27.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1991e. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. VII.7. Subfamily Stenopogoninae Hull - Tribe Cyrtopogonini, with descriptions of four new genera and one new species and a catalogue of the Neotropical species. *Bol. Soc. Biol. Concepción, Chile.* Tomo 62, pp. 55-81.
- ARTIGAS, J. N. & N. PAPAVERO. 1993. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. VII.6. Subfamily Stenopogoninae Hull - Tribes Phellini, Plesiommatini, Stenopogonini and Willistonini. *Gayana Zool.* 57(2): 309-321.
- ARTIGAS, J. N.; N. PAPAVERO & T. PIMENTEL. 1988. The american genera of Asilidae (Diptera): keys for identification with an atlas of female spermathecae and other morphological details. IV. Key to the genera of Laphriinae Macquart (except tribe Atomosiini Hermann), with the descriptions of three new tribes and five new species. *Bol. Mus. Para. Emilio Goeldi, sér. Zool.*, 4(2): 211-256.
- CARVALHO, C. J. B. DE; M. S. COURI, A. C. PONT, D. PAMPLONA & S. M. LOPES. 1993. A Catalogue of the Fanniidae and Muscidae (Diptera) of the Neotropical region. *Sociedade Brasileira de Entomologia.* Vol. II. 201 pp.
- CROSSKEY, R.W. 1980. Catalogue of the Diptera of the Afrotropical region. *British Museum.* London. 1437 pp.
- EVENHUIS, N.L. 1989. Catalogue of the Diptera of the Australasian and Oceanian regions. *E.J. Brill.* Honolulu. 1155 pp.
- EVENHUIS, N. L. & D. J. GREATHEAD. 1999. World Catalog of bee flies (Diptera: Bombyliidae). *Backhuys Publishers.* Leiden. 756 pp.
- FISHER, E.M. & H.A. HESPENHEIDE. 1992. Taxonomy and biology of Central American Robber-Flies with an illustrated key to genera (Diptera: Asilidae). *In:* Quintero, D., and A. Aiello (eds.), 1992. *Insects of Panama and Mesoamerica: selected studies.* Oxford University Press, Oxford. 692 pp.
- GAGNÉ, R. J. 1994. The Gall Midges of the Neotropical Region. *Cornell University Press,* Ithaca. 352 pp.
- HENNIG, W. 1972. Ein neue art der Rhagionidengattung *Litoleptis* aus Chile, mit Bemerkungen über Führerbildung und Verwandtschaftsbeziehungen einiger Brachycerenfamilien (Diptera: Brachycera). *Stuttgarter Beitr. Naturkd.* 242:1-18.
- IRWIN, M. E. & YEATES, D. K. 1998. The internal hierarchy of the Therevidae and biogeographic patterns of extant higher rank taxa (Brachycera: Asiloidea). *Fourth International Congress of Dipterology.* Abstracts volume. p. 90.
- KNUTSON, L. V. 1975. Family Syrphidae. 307 - 374 pp. *In:* DELFINADO, M. D. & D. E. HARDY. A Catalogue of the Diptera of the Oriental Region. Vol II. The University Press of Hawaii.
- MARTIN, H.C. & N. PAPAVERO. 1970. A Catalogue of the Americas South of the United States: Family Asilidae. *Museu de Zoologia.* São Paulo, 139 pp.
- PAINTER, R.H.; E.M. PAINTER & J. HALL. 1978. A Catalogue of the Americas South of the United States: Family Bombyliidae. *Museu de Zoologia.* São Paulo, 92 pp.
- PECK, L. V. 1988. Family Syrphidae. 230 pp. *In:* Soós, A. (ed.). *Catalogue of Palaearctic Diptera. Syrphidae - Conopidae.* Vol 8. Elsevier Science Publishing Co.
- PONT, A.C. 1986. Family Muscidae. *In:* Soós, A. & L. Popp (eds.). *Catalogue of the Palearctic Diptera.* Vol. 11: 57-215, *Hungarian Nat. Hist. Mus.* Budapest.

- POOLE, R.W. & P. GENTILI. 1996. Nomina Insecta Nearctica: A Check list of the Insects of North America. Vol. 3. Entomological Information Services, Rockville, Maryland. 1143 pp.
- THOMPSON, F.C.; J.R. VOCKEROTH & Y.S. SEDMAN. 1976. A Catalogue of the Americas South of the United States: Family Syrphidae. Museu de Zoologia, São Paulo, 195 pp.
- WOODLEY, N.E. 1989. Phylogeny and classification of the "Orthorrhaphous" Brachycera, pp. 1371-1395. *In*: J.F. McAlpine and D.M. Wood (eds.), Manual of the Nearctic Diptera. Vol. 3. Monogr. 32. Research Branch, Agriculture Canada, Hull, Quebec.
- WOOD, D. M. & A. BORKENT. 1989. Phylogeny and classification of the Nematocera, pp. 1333-1370. *In*: J.F. McAlpine and D.M. Wood (eds.), Manual of the Nearctic Diptera. Vol 3. Monogr. 32. Research Branch, Agriculture Canada, Hull, Quebec. pp. 1333-1581.

Fecha de aceptación: 22.12.1999
Fecha de publicación: 30.06.2000

EFFECTO DEL OLOR ASOCIADO A LA FUENTE DE ALIMENTO EN EL SISTEMA DE RECLUTAMIENTO EN OBRERAS DE *ACROMYRMEX LOBICORNIS* EMERY, 1887 (HYMENOPTERA: FORMICIDAE)

FOOD ODOR EFFECTS IN THE RECRUITMENT SYSTEM OF WORKERS IN *ACROMYRMEX LOBICORNIS* EMERY, 1887 (HYMENOPTERA: FORMICIDAE)

Estela M. Quirán¹ y Juan P. Steibel²

RESUMEN

Durante el reclutamiento, las obreras de *Acromyrmex lobicornis* Emery, 1887 son condicionadas al olor del fragmento de alimento acarreado inicialmente por la obrera exploradora. La señal de olor aprendida es utilizada como un criterio de decisión para la recolección del alimento.

PALABRAS CLAVES: Olor, reclutamiento, *Acromyrmex lobicornis*.

ABSTRACT

During recruitment, workers of *Acromyrmex lobicornis* Emery, 1887 are conditioned to the odor of the food fragment initially carried by the scout worker. The learned odor cue is used as a decision criterion during food collection.

KEYWORDS: Odor, recruitment, *Acromyrmex lobicornis*.

INTRODUCCION

Las hormigas cortadoras de hojas son uno de los componentes más abundantes de la fauna de Formicidae de la Región Neotropical (Hölldobler & Wilson, 1990). Este hecho se debe, entre otros factores, a la existencia de divisiones del trabajo entre los miembros de la sociedad. Dicha división se caracteriza por la existencia de mecanismos de integración que permiten que sus integrantes respondan apropiadamente a las necesidades del superorganismo como un todo. Estos mecanismos están muy poco estudiados aún. Este aspecto es muy importante tratándose de hormigas cortadoras, porque su eficacia en la explotación del alimento puede ocasionar un daño de considerable magnitud cuando se trata de plantas cultiva-

das o forestales (Fowler *et al.*, 1990) y depende directamente de la eficiencia de sus sistemas de comunicación, responsables de proveer a las obreras con información acerca de las nuevas fuentes descubiertas. Estos conocimientos contribuirían a mejorar el desarrollo de cebos tóxicos atractivos para las obreras, aumentando las posibilidades del control de las hormigas cortadoras.

Se han analizado varios factores que intervienen en la aceptación o rechazo de diferentes alimentos por parte de las hormigas forrajeadoras, como ser diferencias en el valor nutricional de la hoja, contenido de humedad y compuestos secundarios del material cortado (Rockwood, 1976), características físicas de la hoja (Cherrett, 1972; Waller, 1982), el contenido hídrico de la hoja influenciando como sustrato palatable (por el hongo) (Bowers & Porter, 1981); nutrientes, contenido de agua y compuestos químicos secundarios de la planta (Howard, 1987), resistencia, dureza y edad de la hoja (Nichols-Orians & Schultz, 1990), el olor del alimento (Roces, 1990). Estos factores, en conjunto o por separado, influyen sobre las obreras reclutadoras, las que activan un proceso de reclutamiento.

¹ Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad Nacional de La Pampa, Uruguay 151, 6300, Santa Rosa, La Pampa.

² Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de La Pampa, Ruta Nac. 35, km 335, C.C. 300, 6300 Santa Rosa, La Pampa.

El objetivo de este trabajo es determinar si el olor del alimento influye en el proceso de reclutamiento en la hormiga negra cortadora *Acromyrmex lobicornis* Emery, 1887, en laboratorio.

MATERIALES Y METODOS

Las experiencias se realizaron durante 1996, en tres nidos de *A. lobicornis* colectados del campo, de tamaño similar (Quirán & Pilati, 1998). Los mismos fueron colocados en hormigueros artificiales, en la cámara de cría de la cátedra Zoología Invertebrados II, Departamento Ciencias Naturales, Facultad Ciencias Exactas y Naturales, Universidad Nacional de La Pampa. La temperatura ambiente fue mantenida aproximadamente a 20 °C, subsidiada con una fuente eléctrica de calor; con 50% HR, con un fotoperíodo de 12 h luz / 12 h oscuridad.

Cada hormiguero artificial consistía en una cubeta de vidrio, cerrada, acondicionada con respiraderos y construida de acuerdo al tamaño del material vivo traído del campo, conectada por una manguera de plástico transparente, con otro recipiente similar o arena de forrajeo, donde se ofrecía el alimento en cajas de Petri.

Durante los ensayos se utilizó un método estandarizado de reclutamiento (Roces, 1990) que consiste en ofrecer a las obreras reclutadoras copos de maíz impregnados con un olor determinado como positivo o "A" y otro como negativo o "B", de cualquiera de las esencias comerciales siguientes (puras o diluidas): coco, naranja, limón, durazno, menta, banana, mandarina, manzana y la posterior presentación a las obreras reclutadas de discos de papel de filtro impregnados con el olor "A" y otro "B". Luego de que la obrera exploradora tomó un copo de maíz y regresó al nido, desplegando el comportamiento de reclutamiento, se cambió el material del copo de maíz por 10 discos de papel de filtro de 5 mm de diámetro impregnados con el mismo olor y 10 discos de filtro del mismo tamaño pero impregnados por el olor "B" o "negativo". Las primeras diez obreras reclutadas que acarrearón discos de filtro fueron registradas. Los pares de olores a ofrecer y los signos de cada par se establecieron a través de una tabla de números aleatorios. Simultáneamente se realizaron los ensayos de control, ofreciendo copos de maíz y discos de papel sin impregnar, pero marcados con el signo correspondiente, con lápiz negro, previamente a cada experiencia. Se registraron los signos de los prime-

ros diez discos de papel de filtro llevados. Antes de entrar al nido, los discos de papel fueron retirados.

Los ensayos, tanto los condicionados como los de control, se realizaron uno por día por colonia, para evitar perturbaciones y acostumbramiento a los distintos olores y se repitieron tres veces.

Los datos de cada experimento se trataron en conjunto en un test de bondad de ajuste para ver si la proporción de preferencia se alejaba significativamente de la proporción 1:1. Se usó el estadístico G (Sokal & Rohlf, 1981) y se calcularon los estadísticos G_p , G_T y G_H . El estadístico G para cada experiencia prueba si la proporción para esa experiencia es 1:1. Además, G_H indica que la proporción no es la misma en todas las experiencias (hay heterogeneidad en las proporciones observadas).

RESULTADOS

Los resultados de los ensayos realizados para cada par de esencias se muestran en la Tabla I.

TABLA I. Valores promedio (condicionado y testigo) logrados para cada par de esencias (n=3; repeticiones de cada par).

TABLE I. Mean values (conditioned and control) obtained for each pair of essences (n=3).

Par de Esencias	signo	valor medio condic.	valor medio testigo
A naranja	+	30.0	16.0
menta	-	0.0	14.0
B banana	+	24.0	17.0
menta	-	6.0	13.0
C vainilla	+	1.0	17.0
menta	-	2.0	13.0
D vainilla	+	15.0	17.0
banana	-	6.0	13.0
E limón	+	16.0	18.0
banana	-	14.0	12.0
F mandarina	+	3.0	14.0
limón	-	2.0	16.0
G manzana	+	25.0	16.0
limón	-	15.0	14.0
H mandarina	+	18.0	12.0
durazno	-	12.0	18.0
I coco	+	0.0	11.0
durazno	-	16.0	18.0
J durazno	+	19.0	12.0
coco	-	11.0	18.0
K durazno	+	12.0	14.0
menta	-	4.0	18.0
L naranja	+	25.0	16.0
durazno	-	5.0	14.0

Los resultados del análisis de los datos se presentan en la Tabla II y Figura 1.

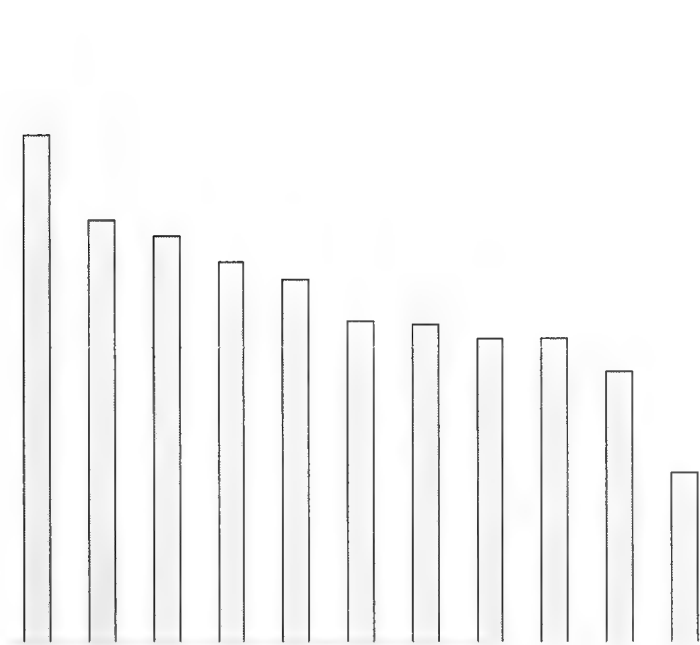
TABLA II. Estadísticos de Bondad de ajuste.

TABLE II. Goodness fit test.

Experiencia	Nº de discos + levantados	Nº de discos - levantados	Proporción de positivos	Estadístico G	P-value
A	30	0	1,000	41,589	0,0000
B	24	6	0,800	11,565	0,0007
D	15	6	0,714	3,985	0,0459
E	16	14	0,533	0,133	0,7149
G	25	15	0,625	2,527	0,1119
H	18	12	0,600	1,208	0,2717
I	0	16	0,000	22,181	0,0000
J	19	11	0,633	2,159	0,1417
K	12	4	0,750	4,186	0,0408
L	25	5	0,833	14,555	0,0001
			G _T :	104,088	0,0000
			G _P :	33,760	0,0000
			G _H :	70,327	0,0000

FIGURA 1. Proporción de discos positivos seleccionados en cada experiencia.

FIGURE 1. Proportion of positive discs selected on each experiment.



En las experiencias A, B, D, K y L la proporción de discos positivos levantados fue mayor que 0,5 y resultó significativamente diferente de este valor (ver p-value en Tabla II). En la experiencia I la proporción observada también se alejó significativamente de 1:1, pero fue a favor de los discos impregnados con la sustancia negativa. En el resto, las proporciones observadas de discos positivos fueron mayores que 0,5 pero no hubo evidencias para concluir que fueran significativamente diferentes de la esperada 1:1. Las experiencias C y F no se consideraron por contar con insuficientes datos. Sobre los testigos se realizó el mismo análisis presentado en la Tabla II, ninguna frecuencia observada se alejó significativamente de la proporción 1:1 ($P > 0,20$); de la misma forma: G_H ($P=0,70$), G_T ($P=0,77$) y G_p ($P=0,92$) resultaron no significativos.

CONCLUSIONES

Como se puede observar de las Tablas I y II, los discos de papel positivo fueron elegidos más significativamente durante los ensayos condicionados, mientras que en los ensayos testigos fueron elegidos al azar por las hormigas. Esto permitiría concluir que en el sistema de reclutamiento de las obreras de *Acromyrmex lobicornis* el olor atractivo asociado a la fuente de alimento tiene importancia en la toma de decisiones durante el proceso de forrajeo. Quedaría por comprobar qué grado de importancia alcanza el olor atractivo, si hay aprendizaje de la señal de un olor por parte de las hormigas, y si se modifican estos resultados al asociar el olor a la calidad del alimento.

BIBLIOGRAFIA

- BOWERS, M.A. & S.D. PORTER. 1981. Effect of foraging distance on water content of substrates harvested by *Atta columbica* (Guerin) Ecology 62: 273-275.
- CHEERRETT, J.M. 1972. Some factors involved in the selection of vegetable substrate by *Atta cephalotes* (L.) (Hymenoptera, Formicidae) in tropical rain forest. J. Anim. Ecol. 41: 647-660.
- FOWLER, H.G., BERNARDI, J.V.E., DELABIE, J.C., FORTI, L.C. & V. PEREIRA-DA SILVA. 1990. Ants Pest of the World. In: R.K. Vander Meer, K. Jaffé and A. Cedeno (Eds), Applied Myrmecology. A World Perspective. Westview Press. Boulder, San Francisco & Oxford.
- HOLLOBLER, B. & E.O. WILSON. 1990. *The ants*. Cambridge, Harvard University Press. 730 pp.
- HOWARD, J.J. 1987. Leafcutting ant diet selection: the role of nutrients, water, and secondary chemistry. Ecology 68: 503-515.
- NICHOLS-ORIAN, C.M. & J.C. SCHULTZ. 1990. Interactions among leaf toughness, chemistry, and harvesting by attine ants. Ecol. Entom. 15: 311-320.
- QUIRÁN, E. & A. PILATI. 1998. Estructura de los hormigueros de *Acromyrmex lobicornis* (Hymenoptera:Formicidae) en un sitio natural semiárido de La Pampa, Argentina. Rev. Soc. Entomol. Argent. 57(1-4): 45-48.
- ROCES, F. 1990. Olfactory conditioning during the recruitment process in a leaf-cutting ant. *Oecologia* 83: 261-262.
- ROCKWOOD, L.L. 1976. Plant selection and foraging patterns in two species of leaf-cutting ants. (*Atta*). Ecology 57:48-61.
- SOKAL, R.R. & F.J. ROHLF. 1981. Biometry, 2nd Ed. Freeman, San Francisco.
- WALLER, D.A. 1982. Leaf-cutting ants live oak: the role of leaf toughness in seasonal and intraespecific host choice. Ent. Exp. Appl. 32: 146-150.

Fecha de aceptación: 14.12.1999
 Fecha de publicación: 30.06.2000

APARATO ESTRIDULADOR Y MODELO BIOACUSTICO DEL LLAMADO DE DOS ESPECIES DE GRYLLIDAE PRESENTES EN CHILE (ORTHOPTERA: ENSIFERA: TETTIGONIOIDEA: GRYLLIDAE)

STRIDULATORY APPARATUS AND BIOACOUSTIC MODEL OF CALL SONG OF TWO SPECIES OF GRYLLIDAE FROM CHILE (ORTHOPTERA: ENSIFERA: TETTIGONIOIDEA: GRYLLIDAE)

Marcela A. Rodríguez* y Andrés O. Angulo*

RESUMEN

Se describen las estructuras del aparato estridulador de dos especies de Gryllidae en Chile, *Hoplosphirum griseus* (Philippi) "grillo chico alado" y *Acheta assimilis* (Fabricius) "grillo negro alado" (*sensu* Artigas, 1994), basado en fotografías SEM. Se analizan bioacústicamente las señales sonoras de "llamado" emitidas por los machos de estas especies, mediante el equipo bioacústico Sonograph, 5500, determinando: duración (ms), frecuencia portadora media del armónico fundamental y rangos de frecuencias (frecuencia portadora) de armónicos y notas (Hz) del espectro sonográfico. Los resultados muestran diferencias notorias en el despliegue del espectro de sonido de llamado que en ambas especies cumple el mismo rol, esto debido a las diferencias entre los aparatos estriduladores de cada taxa. Esta diferencia demuestra el carácter especie-específico de la señal, que de este modo cumple un papel importante en el aislamiento reproductivo de las especies en cuestión; no obstante lo anterior, el sonograma muestra características físicas constantes para esta señal, que reúnen a estas especies a nivel taxonómico de familia.

PALABRAS CLAVES: Aparato estridulador, bioacústica, sonido de llamado, *Hoplosphirum griseus*, *Acheta assimilis*, Gryllidae, Chile.

ABSTRACT

The structure of stridulatory apparatus of two representative species of Gryllidae family in Chile *Hoplosphirum griseus* (Philippi) "small gray cricket" and *Acheta assimilis* (Fabricius) "black field cricket" (*sensu* Artigas, 1994), is described, based in SEM photographs. Bioacoustic aspect of the "calling song" produced by the male of this species, are analyzed through an acoustic equipment sonograph 5500, detecting: duration (ms), carrier mean frequency of fundamental harmonics and range of frequency (carrier frequency) of harmonics and notes (Hz), of sonograph spectrum. The results evidence clear difference in the spectrum display of calling song that in both species execute the same function according to the difference between the stridulatory apparatus of each taxa. This different show the character species-specific of the signal, it execute an important function in the reproductive isolation; however, the sonograph evidence characteristic physics constant for this signal, that close this species to taxonomic level of family.

KEYWORDS: Stridulatory apparatus, bioacoustic, calling song, *Hoplosphirum griseus*, *Acheta assimilis*, Gryllidae, Chile.

INTRODUCCION

La familia Gryllidae (Orthoptera) presenta especies de fácil reconocimiento debido al largo y cilíndrico ovipositor de las hembras (Artigas, 1994), pero en general los grillos son característicos por poseer cuerpo pequeño a grande, largas antenas, cabeza robusta y alas de diverso desarrollo (González, 1989).

*Depto. Zoología, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción. Casilla 160-C. Concepción. Chile. E-mail: marcrod@udec.cl - aangulo@udec.cl

Relevante es que en esta familia se encuentran especies que se comunican acústicamente por medio de la estridulación producida por la fricción de los tégmenes, y presencia de órganos auditivos (tímpanos) tibiales.

La comunicación acústica de insectos en general ha sido motivo de muchas investigaciones. La familia Gryllidae, junto a Cicadidae, Acrididae, Tettigoniidae y Gryllotalpidae, es una de las cinco familias más conocidas con representantes emisores de sonidos. Sólo las cuatro primeras reúnen más de 20.000 especies acústicas en el mundo (Walker, 1974).

La producción de sonido natural en insectos prácticamente no se ve afectada por el medio ambiente (Walker, 1962; Alexander, 1968 *vide* Walker, 1974), no obstante, con la temperatura las estridulaciones presentan variaciones en el número de pulsos-segundo generados, pero el sonido básico y el patrón de frecuencia son escasamente afectados (McIntyre, 1977).

La estridulación es el tipo de emisión sonora usada por los insectos, con la finalidad de establecer una comunicación acústica, la que se caracteriza por la interdependencia entre la señal acústica y la función que ésta cumplirá (=eventos biológicos fundamentales). En Orthoptera, estos sonidos son primariamente realizados para cortejo, formación y mantención de parejas, por lo que consecuentemente son especies específicas (Perdeck, 1958, Acridiidae; Fulton, 1952, Grylloidea; Bennet-Clark 1970, Gryllotalpidae; Bailey and Robinson, 1971, Tettigonioidae *vide* Bailey, 1972).

La mayoría de los ortópteros son capaces de producir dos o más diferentes tipos de sonidos (Borror *et al.*, 1989). Sexualmente maduros los machos estridulan y el sonido que producen encierra tres roles comportamentales que McIntyre (1977) resume en: llamado, cortejo y agresión. El mismo estudio establece que los sonidos agresivos son típicamente cortos, intermitentes y requieren gran esfuerzo para su ejecución, debido a lo cual sufren marcadas fluctuaciones de frecuencia e intensidad. Este comportamiento usualmente envuelve la interacción entre grillos machos, no así el comportamiento de cortejo donde participa la pareja (interacción macho-hembra). Cortejo y agresión difieren del llamado solamente en lo irregular de la amplitud de las fluctuaciones y pérdida del ritmo de la estridulación.

El sonido de llamado, abordado en el presente estudio, se caracteriza fundamentalmente por ser rítmico, armonioso y de escasa variabilidad, además de ser el único sonido que se emite en aislamiento.

Se ha obtenido evidencia experimental acerca de la importancia del sonido de llamado en la formación de parejas en grillos y tetigónidos (Sponner, 1968; Ulagarag y Walker, 1973; *vide*, Walker, 1974). Esto último da la importancia biológica al estudio de este tipo de señal (llamado), dado que éstas actúan como aisladores reproductivos desde el punto de vista evolutivo en el fenómeno de especiación.

Las especies aquí tratadas *Acheta assimilis* "grillo negro alado" (Fig.1) y *Hoplosphyrum griseus* "grillo chico alado" (Fig.2) (*sensu* Artigas, 1994), son grillos que emiten sonidos y es común oírlos en Chile debido a que su distribución es extensa en el país, desde la Primera a Duodécima regiones para el primero (de origen Paleártico) y Cuarta a Duodécima para el segundo (endémico).

La información de estudios bioacústicos de insectos en Chile es escasa, a pesar de que existen varias especies de insectos con esta característica. Angulo *et al.* (1987) realizaron un estudio del aparato estridulador de *Gryllus fulvipennis* Blanchard (= *Ascheta assimilis* (Fabricius)), y por medio de un oscilograma lograron registrar físicamente emisiones de esta especie. Navarro (1997) contribuye con el espectro del sonido territorial de *Tettigades chilensis* Amyot & Serville (Cicadidae), siendo éstos los únicos trabajos de esta índole en nuestro medio, y debido a lo cual es importante realizar más estudios profundos en nuestras especies.

Los estudios bioacústicos en insectos (estridulación) son de interés por varios puntos de vista: recientemente se han efectuado muchos estudios ecológicos, como monitoreo bioacústico de comunidades (Riede, 1997a); diversidad bioacústica, recurso particionado de llamada (Riede, 1997b) y diferenciación de nicho por medio de éste (Riede *et al.*, 1995). También se ha establecido que la estridulación es un importante carácter específico, muy provechoso en la identificación de especies hermanas (Ingrisch, 1997) y crípticas (Canhedo-Lascombe & Corsevil, 1996). No obstante, todas las aplicaciones, de la bioacústica deben poseer como base los modelos sonográficos establecidos

para cada tipo de señal y para cada especie para poder ser aplicados a estudios, ya sean etológicos, ecológicos, u otros.

El presente estudio tiene por objetivo analizar acústicamente el sonido de llamado emitido por los machos de *Acheta assimilis* y *Hoplosphirum griseus*, estableciendo físicamente el modelo bioacústico de esta señal; describir las estructuras componentes del aparato estridulador y establecer las diferencias estructurales y bioacústicas en ambas especies, lo que debería afectar distintivamente las emisiones sonoras de llamado. Además, verificar si estas especies presentan una frecuencia portadora media y un rango de frecuencia (frecuencia portadora) dentro de los márgenes que establece la literatura para la familia Gryllidae (Leroy, 1979; Dumortier, 1963 b. *fide* McIntyre, 1977).

MATERIALES Y METODO

Entre los meses de septiembre y noviembre de 1997 se efectuaron grabaciones en terreno y capturas de ejemplares vivos de *Hoplosphirum griseus* y *Acheta assimilis*, en la Cuarta y Octava regiones del país, para el estudio de la morfología del aparato estridulador y análisis del sonido de llamado en ambas especies.

El total de grabaciones efectuadas fue de 13, de las cuales 9 fueron seleccionadas para efectos de análisis.

La obtención del sonido de llamado del macho a la hembra en ambas especies se obtuvo siguiendo a la hembra (con ayuda de una linterna de luz roja) desde una distancia de ± 2 m en la trayectoria típica de respuesta a este estímulo (trayectoria "zig-zag" *sensu* Huber y Thorson, 1986) hacia el foco emisor. De esta forma se obtuvieron también los machos para este estudio, dado que su ubicación es difícil debido a que son territoriales y escasas veces abandonan su refugio.

Los tégmenes fueron removidos en un total de 5 y 7 ejemplares respectivamente, y posteriormente analizados y fotografiados en el Microscopio Electrónico de Barrido, Autoscanning ETEC de la Universidad de Concepción.

Los sonidos de llamada de los machos fueron registrados individualmente a una temperatura ambiente de $15^{\circ} \pm 1^{\circ}\text{C}$ en una grabadora Aiwa record modelo TP-510 a través de un micrófono direccional

Phillips situado a una distancia de 10 ± 2 cm del emisor de la señal, registrándose el sonido en cintas magnéticas para audio. Los sonogramas fueron obtenidos y analizados por medio del equipo DSP Sonograph 5500 de Kay Elemetrics (Fig. 18), ejecutado en su versión 00 con rango de frecuencia de 0-16 KHz, ubicado en el Laboratorio de Fonética de la Universidad de Concepción.

RESULTADOS

APARATO ESTRIDULADOR

En los machos de la familia Gryllidae la estridulación es producida al rozarse partes modificadas de la venación de los tégmenes. El aparato estridulador consiste en una hilera de dientes situados en la superficie ventral de la vena cubital (Cu_2), estructura denominada "fila" con el "raspador" un solidificado pliegue dispuesto dorsalmente cerca del margen interno del tegmen opuesto; cuando fila y raspador entran en contacto debido a la elevación de los tégmenes en plano perpendicular al cuerpo en $\pm 45^{\circ}$ a 50° (50° a 60° para la ejecución del sonido de llamado *sensu* McIntyre, 1977), el raspador golpea a la fila en sentido opuesto a la inclinación de los dientes que la componen, produciéndose así la estridulación.

La comunicación acústica envuelve al emisor y al receptor de mensajes. El receptor auditivo en las especies estudiadas son órganos timpánicos localizados a ambos costados de la tibia anterior. Organos de este tipo son preliminarmente receptores de presión (Michelson & Nocke, 1974 *fide* McIntyre, 1977), muy sensibles a cambios de presión del aire, sobre todo si éstos son periódicos. Estos cambios de presión producen la deformación timpánica, la que es responsable de excitar los receptores auditivos (Huber y Thorson, 1986).

En *Acheta assimilis*, el tímpano (Fig. 8) se caracteriza por ser de gran tamaño, blanco y de forma oval, y está ubicado en el tercio basal externo de la tibia anterior, con una membrana lisa. *Hoplosphirum griseus* presenta un pequeño tímpano (Fig. 4), subcircular en la cara interna, muy poco notorio, cuya membrana presenta en su centro algunas estriaciones leves.

En *Hoplosphirum griseus*, el tegmen de los machos está especializado para la producción del sonido, las hembras carecen de éstos. Los tégmenes

son pequeños en relación al tamaño corporal, alcanzando sólo hasta el primer segmento abdominal. La morfología del aparato estridulador en *H. griseus* se caracteriza por presentar la "fila" (vena Cu_2), en forma sigmoidea (Fig. 4), compuesta por 35 a 39 fuertes dientes subcuadrangulares (Fig. 5) de ápice redondeado, los que presentan dos inserciones muy marcadas visibles en su cara expuesta (Fig. 6). Acompañando a la fila se encuentra una notable hendidura que se acentúa en los dos tercios basales, cuya función parece ser dar cierto grado de direccionalidad a la emisión sonora. El tegmen presenta el arpa (Fig. 4) compuesta por 5 venas transversales, muy rectas, cada una de las cuales está ubicada en la parte media de un pliegue notorio. El espejo (Fig. 7) es un área semicuatrangular encerrada por venas que le dan la forma a esta zona del tegmen además de la tensión en la superficie de éste, lo que probablemente acentúa las propiedades vibratorias que le caracterizan; el lado externo del espejo corresponde al borde marginal del tegmen total.

Acheta assimilis presenta tégmenes en machos y hembras, no obstante, los tégmenes del macho presentan una venación completamente diferente a esta última. En el macho los tégmenes son más cortos que el segundo par de alas y presentan abundantes celdas romboidales. El aparato estridulador en *A. assimilis* morfológicamente se caracteriza por poseer la fila en disposición semicurva (arqueada) (Fig. 9) compuesta de aproximadamente 145 dientes subtriangulares (Fig. 10), éstos de base fuerte y enangostada mantienen su espesor en toda la proyección central, ensanchándose muy poco desde la base al ápice; los 2/3 apicales (Fig. 11) presentan en sus márgenes laterales externas proyecciones de mucho menor densidad de la que posee el diente en su columna central; lo que pronuncia aún más su estructura trianguliforme. La fila está inserta sobre un leve pliegue causado por la inserción de la vena Cu_2 en el tegmen. El arpa (Fig. 12) está compuesta por 4 venas transversales insertas en un pliegue, las venas más internas que la componen presentan una fuerte curvatura en su tercio basal. El espejo (Fig. 13) es una superficie lisa semioval situada en la parte submarginal del tegmen, esta área se presenta circunscrita de venas que permiten la tensión del área, siguiendo al borde más externo del espejo se encuentra una zona compuesta de muchas celdillas romboidales, constituyendo la región apical del tegmen.

ESTRUCTURA FÍSICA DEL SONIDO DE LLAMADO

Dentro del espectro de sonido la frecuencia es determinada por propiedades vibratorias del complejo fila-raspador (Walker, 1962; Dumortier, 1963 b; Michelson & Nocke, 1974 *fide* McIntyre, 1977), no obstante, la amplitud e intensidad dependen de la fuerza con que fila y raspador entran en contacto, siendo cada pulso generado por un solo golpe del raspador a través de la fila (McIntyre, 1977). El tegmen en general actúa como resonador, pero además presenta estructuras especializadas como el "espejo" (área lisa del tegmen definida por parte de la venación) y el "arpa" (venas transversales entre Cu_1 y Cu_2) que producen una amplificación de las vibraciones (Leroy, 1979; McIntyre, 1977; Artigas, 1994). Dentro de la familia Gryllidae el sistema fila-raspador oscila a una frecuencia de alrededor de 5 KHz (5.000 ciclos por segundo), emitiendo un pulso de sonido casi puro (Huber y Thorson, 1986), no obstante, la frecuencia portadora media de estridulación de llamado y de agresión en los grillos es de 4 KHz (Leroy, 1979). Los tipos de espectro de sonido tienden a ser una característica de la superfamilia en Orthoptera, y típicamente están extendidos sobre un estrecho rango de frecuencia en Gryllidae (Leroy, 1979), con bandas de amplitud con no más de 2-3 KHz (Dumortier, 1963 b *fide* McIntyre, 1977). Los estudios acústicos de las estridulaciones en insectos presentan una nomenclatura común de acuerdo al espectro que presentan, separándose éstas comúnmente en tres formas, "trinos"¹, "chirridos"² y "ráfagas"³ (Huber y Thorson, 1986), conceptos que es muy común encontrar en la literatura.

La emisión sonora que corresponde al llamado del macho a la hembra en *H. griseus* (Fig. 14) constituye un trino, y presenta sólo un armónico que se denomina fundamental (armónico 1). El trino (Tabla II) está constituido por 30 a 35 pulsos (también llamados sílabas) cuya moda es de 35 pulsos, cada uno de los cuales presenta una

¹**trino**: sonido continuo debido a la presencia de grupos de pulsos y ausencia de pausas en el movimiento del tegmen.

²**chirrido**: sonido rítmico debido al grupo de pulsos/pausas regulares en el movimiento del tegmen.

³**ráfaga**: sonido continuo representado sonográficamente como un bloque energético sin pausas ni intervalos distinguibles entre los pulsos.

duración de 9,37 ms y está separado de los pulsos siguientes por un intervalo de igual duración. El armónico fundamental se encuentra dentro de un rango de frecuencia (frecuencia portadora) de 2.800-6.080 Hz, que integra una banda estrecha de energía de 2.120 Hz. Cada estridulación (trino) presenta una duración de ± 623 ms y una frecuencia portadora media de 4.000 Hz. El sonido de llamado de esta especie está constituido por un ciclo que se compone de trinos (estridulaciones) y pausas de duración variable (Fig. 16). Estos ciclos presentan de 7 a 15 trinos con pausas de 2.300-5.940 ms (valor promedio = 4.107 ms) a una temperatura ambiente de $\pm 15^\circ\text{C}$. Los ciclos están limitados por silencios que son intervalos de larga duración y que para nuestras grabaciones fluctuaron entre 21.890 a 36.580 ms (valor promedio = 29441 ms). La intensidad en el espectro sonoro analizado fue de -38 dB (Fig. 14). A los 8.000 Hz aparece en el espectro sonográfico reverberancias (resonancias) del armónico fundamental, este efecto no se puede considerar como un segundo armónico, dado que las características físicas de pulsos energéticos como éstos (carentes de modulación temporal) no los poseen (G. Riveros, com. pers.).

En *A. assimilis*, la emisión acústica de llamado (Fig. 15) corresponde a chirridos. Cada chirrido (estridulación) está compuesto por dos notables pulsos de energía, a los que acústicamente se denomina nota (pulso energético modulado que se propaga en el tiempo). Estas notas se encuentran dispuestas en tres armónicos, de los cuales el armónico 1 corresponde al fundamental. El armónico 1 (Tabla II) presenta un pseudopulso que le antecede de 16 ms de duración y se encuentra integrando una estrecha banda de energía de tan sólo 1.920 Hz. Los armónicos se encuentran entre rangos de frecuencia (frecuencia portadora) de 2.880-4.800 Hz para el primero; 7.360-8.560 Hz para el segundo y 11.120-12.640 Hz para el tercero, presentando un múltiplo de 2.560 Hz. Los armónicos 1 y 2 presentan notas cuya modulación abarca frecuencias de 3.500-4.800-3.040 Hz y 7.650-8.560-7.360 Hz respectivamente. El armónico 3 (Tabla III), si bien presenta modulación ésta no es sensible para ser medida en el equipo. El armónico fundamental presenta una frecuencia portadora de 4.000 Hz (4.000 ciclos por segundo), cada estridulación presenta una duración de $\pm 85,9$ ms y cada nota presenta una duración con poca variación entre 31,2 a 35,9 ms que se suceden a igual intervalo de tiempo entre 14,0

y 17,1 ms. El ciclo que compone el sonido de llamado en *A. assimilis* está constituido de estridulaciones-pausas (Fig. 17) muy variables, que van de 6 a 35 estridulaciones con pausas de 642 a 718 ms (valor promedio = 680 ms). La intensidad del llamado analizado corresponde a -27 dB.

DISCUSION Y CONCLUSIONES

Los aparatos estriduladores de las especies *A. assimilis* y *H. griseus* presentan una morfología particular a cada una, tanto los tégmenes en general como las estructuras especializadas en la producción de sonido y elementos resonantes que la componen (Tabla I).

McIntyre (1977) señala que las pequeñas diferencias encontradas entre las frecuencias de dos especies muy cercanas del género *Pteronemobius* son causadas por lo menos en parte por las diferencias morfológicas de los dientes estriduladores, así como las diferencias del portador de la frecuencia se relacionan con la divergencia morfológica de la fila estriduladora y su largo funcional⁴. Estas dos especies, muy relacionadas filogenéticamente, presentan sonidos similares, no obstante persisten las diferencias de pulsos producidos a un ritmo especie-específico a temperatura dada.

Las especies tratadas en este estudio se relacionan taxonómicamente a nivel de familia (a pesar de haber sido descritas originalmente como pertenecientes al género *Gryllus*), y su morfología externa al estado adulto es muy diferente, por lo que no es raro que los sonidos de llamado emitido por los machos de estas especies difieran grandemente, aun al cumplir igual rol, esto debido a las grandes diferencias estructurales que se encuentran analizando sus complejos estriduladores, los que dan origen a la señal sonora.

La naturaleza física de las señales acústicas, incluido el potencial de variación de la misma, capacitan a los grillos a conllevar diversa información a través de una relativamente larga distancia sin el soporte de otros medios de comunicación.

⁴El largo funcional de la fila estriduladora se relaciona con el espacio de ésta, que contiene los dientes que -efectivamente- son golpeados por el raspador para la producción del sonido, lo que no siempre corresponde al número total de dientes que componen la fila.

El sonido de llamado es de primera importancia para asegurar el contacto entre machos y hembras de cada especie, aun si el medio ambiente en que se genere sea relativamente denso. El sonido del macho y respuesta de la hembra están mutuamente adaptados, y en un sentido evolutivo las diferencias en los sonidos reducen el grado de atracción entre especies.

El sonido de llamado de las especies tratadas está constituido por ciclos, cuyos valores de frecuencias y duración están expuestos en la Tabla II. En *A. assimilis*, los ciclos se componen de chirrido/pausas dispuestos en tres armónicos separados por un múltiplo constante (2.560 Hz) de los cuales el armónico I corresponde al fundamental de la señal; estos chirridos están constituidos por dos notas, cuya energía se desplaza en el tiempo envolviendo diversas frecuencias (Tabla III). Angulo *et al.*, 1987, dentro de su trabajo bioacústico en *Gryllus fulvipennis* Blanchard (= *Acheta assimilis*), presentaron un espectrograma de sonido cuyos valores de frecuencia y duración del espectro acústico son —prácticamente— concordantes con los valores encontrados en este trabajo, en el armónico fundamental donde las pequeñas variaciones pueden ser atribuidas a la diferencia de temperatura en que se realizaron las grabaciones en ambos estudios y a las diferencias en sensibilidad de los equipos con que se trabajó. Con respecto al número de notas por chirrido (estridulación) hay una diferencia notable, dado que el espectro mostrado por Angulo *et al.* (1987) esquematiza dos chirridos, el primero de los cuales es igual al típico del sonido de llamado que muestran nuestros resultados (un pseudopulso y dos notas), pero al segundo, además del patrón anterior, se le suma una tercera nota, algo que no se observó en ninguna de las grabaciones de sonido de llamado efectuadas para este estudio, esto sugiere que el sonido analizado por estos investigadores no fue —estrictamente— el de llamado, dado que éste es muy constante. La pérdida de constancia, armonía y tendencia al trino va asociado con un incremento de la satisfacción sexual o agresividad en el comportamiento (McIntyre, 1977), debido a lo cual, esta variación puede atribuirse a la perturbación del sonido de llamado debido a alguna de estas emisiones, causadas por la presencia de una hembra o de un macho en las cercanías territoriales del individuo. Esto último es lo más probable dado que la forma de las notas no sufrió variación (como la que afectó

al número de notas por chirrido), fenómeno que se observa también en los audioespectros registrados para los sonidos de llamado, cortejo y agresión emitidos por *Gryllus* (= *Acheta*) *pennsylvanicus* (Borror, 1989, pág. 210; Fig. 14-3). Sobre los 7.200 Hz, el espectrograma que aparece en Angulo *et al.* (1987) muestra el extremo de lo que constituirían las notas del segundo armónico, que estaría presente entre rangos similares a los encontrados en este estudio, pero que debido a la sensibilidad del instrumento no se registró en su totalidad, de lo que se infiere que el tercer armónico debería existir también.

Para *H. griseus* el ciclo de la señal de llamado está compuesto por trinos/pausas restringidos a sólo un armónico (armónico fundamental), los trinos están compuestos de 30-35 pulsos (siendo la moda 35 pulsos), debido a lo cual no presentan armónicos a frecuencias más altas. Las pequeñas variaciones en el número de pulsos por estridulación en los trinos no tienen la misma incidencia que en el caso anterior, debido a la naturaleza física de éstos (carencia de modulación temporal). El ritmo del pulso depende inicialmente de la duración de la apertura (intervalo de pulso) y cierre (duración del pulso) del golpe de los tégmenes, lo cual se relaciona con la velocidad del movimiento de los tégmenes (McIntyre, 1977). Generar un trino, entonces, depende mucho del ritmo de coordinación muscular, requiriendo mucha energía para efectuarse, debido a lo cual el agotamiento muscular sería el responsable de estas variaciones, no así de la forma física general del sonido que es muy constante.

El armónico fundamental es el más relevante para los efectos del análisis, pues éste es el que presenta pulsos con mayor energía, intensidad y amplitud. Además, no presenta variaciones en el espectro físico, debido a la intensidad con que se produce el contacto fila-raspador.

Lo altamente estereotipado de la forma física del sonido de llamado en cada una de las especies de este estudio indicaría que los componentes del sistema acústico (morfológico y fisiológico) envuelven para cada especie un complejo selectivo que restringe toda variación que pueda afectar a su función.

Acheta assimilis y *Hoplosiphium griseus* presentan bandas estrechas de frecuencia portadora, esto confirma la información de la literatura (Dumortier, 1963 b *vide* McIntyre, 1977; Leroy,

1979), donde esto es característico en el nivel taxonómico de familia. Para *H. griseus* la banda de frecuencia portadora alcanza sólo a 2.120 Hz y en *A. assimilis* es aún menor, con un valor de 1.920 Hz.

Otro carácter físico que relaciona a las especies estudiadas a este nivel taxonómico es que presentan igual frecuencia portadora media con un valor de 4.000 Hz, lo que es concordante a su vez con la literatura citada.

Finalmente, este estudio contribuye al reconocimiento acústico de las especies en cuestión, el cual puede ser ampliado a otros sonidos y a otras especies. El llamado es el sonido más estandarizado dentro de las señales emitidas por insectos acústicos, además de ser el más frecuentemente oído, motivo por el cual el conocimiento de su espectro sonográfico es muy importante, debido a sus implicancias evolutivas (especiación) y en lo referente a las aplicaciones de la bioacústica en investigaciones de otras ramas científicas (sistemática, etología, ecología, etc.).

AGRADECIMIENTOS

Se agradece al Dr. Humberto Valdivieso del Laboratorio de Fonética y al Laboratorio de Microscopía Electrónica de la Universidad de Concepción por su apoyo logístico y finalmente al Sr. José M. Muñoz por su ayuda en terreno.

BIBLIOGRAFIA

ANGULO, A.O; H. VALDIVIESO; J.G BALDEIG & H. OYARZO.
1987. El aparato estridulador de *Gryllus fulvipennis* Blanchard: algunos alcances bioacústicos y morfológicos (Orthoptera, Gryllidae). Annls. Soc. ent. Fr. (N.S), 23(1): 43-48.
ARTIGAS, J.N. 1994. Entomología Económica. Ediciones

Universidad de Concepción. Chile. 1: 921-928.
BAILEY, W.J.A. 1972. The acoustic status of the species *Homocrocoryphus nitidulus nitidulus* Scopoli (Tettigoniidae, Orthoptera) in Southern Europe. Zool. Anz., Leipzig. 189: 181-190.
BORROR, D.J., C.A. TRIPLEHORN & N.F. JOHNSON. 1989. An Introduction to the Study of Insects. Saunders College Publishing. Sixth Edition. 875 pp.
CANHEDO-LASCOMBE, V.L Y E. CORSEVIL. 1996. Caracterização das espécies de Gryllotalpidae (Orthoptera: Ensifera) do Rio Grande do sul, Brasil, com algumas observações Biológicas e sonográficas. Iheringia, sér. zool., Porto Alegre. (80): 65-104.
GONZÁLEZ, R. 1989. Insectos y ácaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile. Editorial Ograma S.A. Universidad de Chile. 310 pp.
HUBER, F. Y J. THORSON. 1986. Comunicación por vía acústica en el grillo. Investigación y Ciencia. 243 (2): 28-37.
INGRISCH, S. 1997. Taxonomy, stridulation and development of Podoscirtinae from Thailand (Insecta: Ensifera: Grilloidea: Podoscirtidae). Senckenbergiana biologica. 77(1): 47-75.
LEROY, Y. 1979. L'univers Sonore Animal. Rôles et évolution de la communication acoustique. Bordas, Paris. 350 p.
MCINTYRE, M.E. 1977. Acoustical communication in the field crickets *Pteronemobius nigrovus* y *P. bigelowi* (Orthoptera: Gryllidae). New Zeland Journal of Zoology. 4: 63-72.
NAVARRO, M.E. 1997. Contribución al estudio del modelo bioacústico de *Tettigades chilensis* Amyot & Serville (Hemiptera: Auchenorycha: Cicadidae). Gayana Zool. 61(1): 41-48.
RIEDE, K. & A. KROKER. 1995. Bioacoustic and niche differentiation in two cicada species from Bornean Lowland forest. Zoologischer Anzeiger. 234:45-51.
RIEDE, K. 1997a. Bioacoustic monitoring of insect communities in a Bornean rainforest canopy. Canopy Arthropods. Edited by N.E.Stork, J. Adis and R.K.Didham. London. 443-452.
RIEDE, K. 1997b. Bioacoustic diversity and resource partitioning in tropical calling communities. Zoologisches Forschungsinstitut und Museum Alexander Koenig, Bonn. 275-280.
WALKER, T.J. 1974. Character Displacement and acoustic insects. Amer. zool. 14: 1137-1150.

TABLA I. Diferencias morfológicas entre aparatos estriduladores y órganos auditivos en machos de *A. assimilis* y *H. griseus*.

TABLE I. Morphological differences between stridulatory apparatus and auditory organs of male *A. assimilis* and *H. griseus*.

CARACTER	A. ASSIMILIS	H. GRISEUS
TIMPANO		
- Forma	- Oval	- Subcircular
- Tamaño	- Grande	- Pequeño
- Ubicación	- Cara externa de la tibia anterior	- Cara interna de la tibia anterior
TEGMEN		
- Longitud	- Largos, cubren todo el abdomen	- Cortos, alcanzan a cubrir sólo el 1er. segmento abdominal
- Forma	- Triangulares	- Redondeados
FILA ESTRIDULADORA		
- Disposición sobre el tegmen	- Semicurva (arqueada)	- Sigmoidea
- Número de dientes	- ± 145	- 35 a 39
- Forma de los dientes	- Subtriangulares	- Subcuadrangular
ESTRUCTURAS RESONANTES:		
- ARPA		
- Número de venas transversas	- 4 venas	- 5 venas
- Disposición de las venas	- Rectas y curvas	- Sólo rectas
- ESPEJO		
- Forma	- Semioval	- Subcuadrangular
- Ubicación	- Submarginal (no terminal)	- Borde marginal (terminal)

TABLA II. Análisis del sonido de llamado del armónico fundamental en:

TABLE II. Analysis of call song of fundamental harmonic in:

	Rango de Frecuencia Portadora (Hz)	Frecuencia Portadora Media (Hz)	Ancho Banda de Frecuencia Portadora (Hz)	Duración Estridulación (Trino) (ms)	Duración X Pausas entre Trinos (ms)	Duración Pulso (Sílabas) (ms)	Duración Intervalo de Pulso (ms)	Intensidad del Espectro analizado (dB)
<i>Hoplosphirum griseus</i>								
Armónico fundamental	2800-6080	4000	2120	623	4107	9,37	9,37	-38

	Rango de Frecuencia Portadora (Hz)	Frecuencia Portadora Media (Hz)	Ancho Banda de Frecuencia Portadora (Hz)	Duración Estridulación (Chirido) (ms)	Duración X Chiridos (ms)	Nota 1 (ms)	Nota 2 (ms)	Pseudo-pulso (ms)	Duración Intervalo entre notas (ms)	Intensidad del Espectro analizado (dB)
<i>Acheta assimilis</i>										
Armónico fundamental	2880-4800	4000	1920	85,9	680	31,2	35,9	16	14,0-17,1	-27

TABLA III. Variación de notas moduladas dentro de las frecuencias de cada armónico en *A. assimilis*.

TABLE III. Variation of modulated notes within the frequencies of each harmonic in *A. assimilis*.

	RANGO DE FRECUENCIA PORTADORA (Hz)	FRECUENCIA DE NOTAS (Hz)
Armónico I	2880 - 4800	3500 - 4800 - 3040
Armónico II	7360 - 8560	7650 - 8560 - 7360
Armónico III	11120 - 12640	no sensible al equipo



FIGURA 1. Macho-adulto de *Acheta assimilis* (1 mm). FIGURA 2. Ejemplar macho-adulto de *Hoplosphirum griseus* (1 mm).

FIGURE 1. Adult-male of *Acheta assimilis* (1 mm). FIGURE 2. Adult-male of *Hoplosphirum griseus* (1 mm).

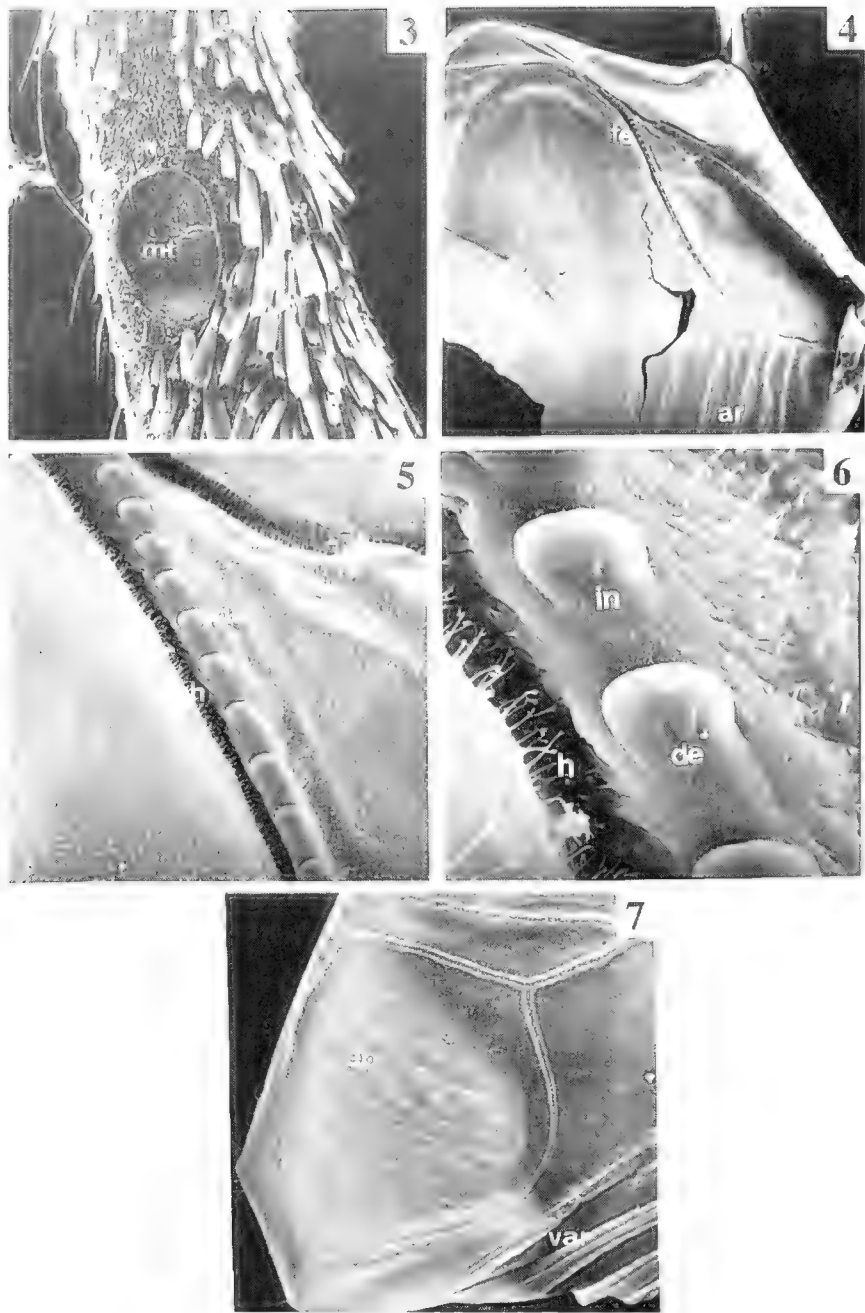


FIGURA 3. Organo auditivo, tímpano (160 X). FIGURA 4. Vista general de la fila estriduladora y estructura resonante “arpa” (45 X). FIGURA 5. Dientes estriduladores de la fila (400 X) de *H. griseus*. FIGURA 6. Dientes estriduladores, mostrando inserciones (1600 X). FIGURA 7. Estructura resonante “espejo” (45 X), de *H. griseus* (de: dientes estriduladores; in: inserciones de los dientes; h: hendidura; ep: espejo; var: venas del arpa; fe: fila estriduladora; ar: arpa).

FIGURE 3. Auditory organ, tympane (160 X). FIGURE 4. General view of stridulatory file and resonating structure “harp” (45 X). FIGURE 5. Stridulatory teeth of the file (400 X) of *H. griseus*. FIGURE 6. Stridulatory teeth, showing insertions (1600 X). FIGURE 7. Resonating structure “mirror” (45 X), of *H. griseus* (de: stridulatory teeth; in: insertions of tooth; h: fissure; ep: mirror; var: veins harp; fe: strydulatory file; ar: harp).

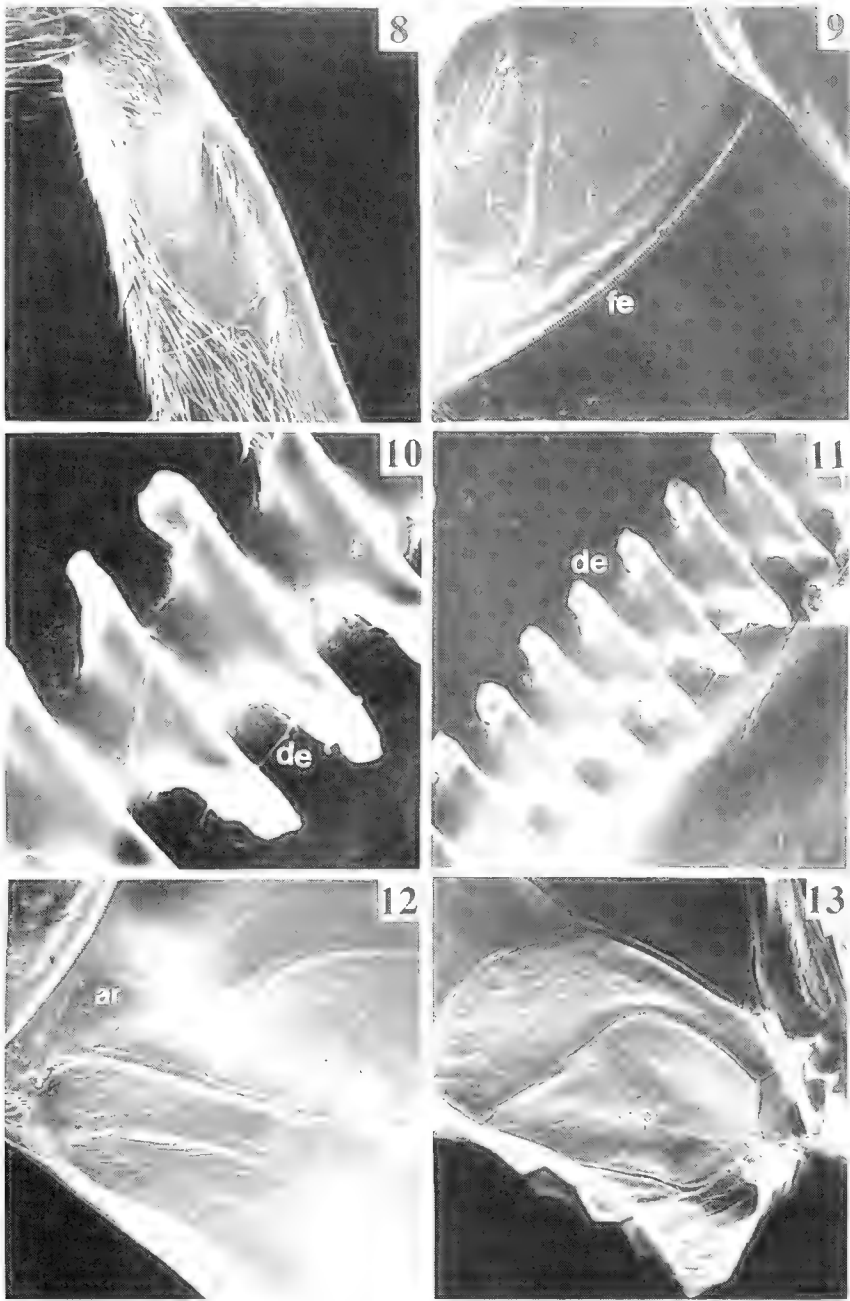


FIGURA 8. Organo auditivo, tímpano (40 X) (mt: membrana timpánica). FIGURA 9. Vista general de la fila estriduladora (20 X). FIGURAS 10 Y 11. Dientes estriduladores (400 X) y (1600 X). FIGURA 12. Estructura resonante “arpa” (15 X). FIGURA 13. Estructura resonante “espejo” (16 X) de *A. assimilis* (ar: arpa; var: venas del arpa; ep: espejo; fe: fila estriduladora; de: dientes estriduladores).

FIGURE 8. Auditory organs, tympane (40 X) (mt: tympanic membrane). FIGURE 9. General view of stridulatory file (20 X). FIGURES 10 AND 11. Stridulatory teeth (400 X) and (1600 X). FIGURE 12. Resounding structure “harp” (15 X). FIGURE 13. Resounding structure “mirror” (16 X) of *A. assimilis* (ar: harp; var: veins harp; ep: mirror; fe: stridulatory file; de: stridulatory teeth).

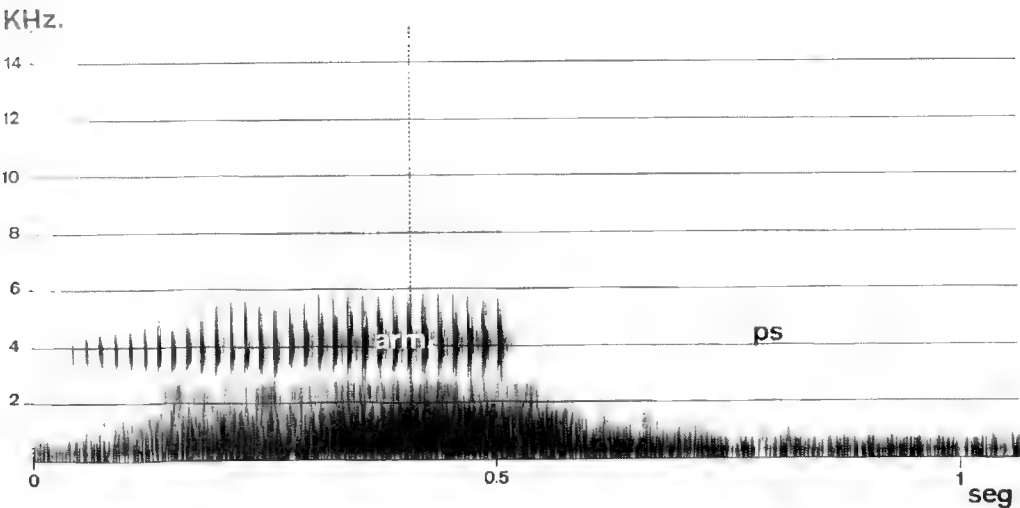


FIGURA 14. Espectro acústico del sonido de llamado de *H. griseus* (arm_f: armónico fundamental; int: intensidad; ps: pausas).

FIGURE 14. Acoustic spectre of call song of *H. griseus* (arm_f: fundamental harmonic; int: intensity; ps: pause).

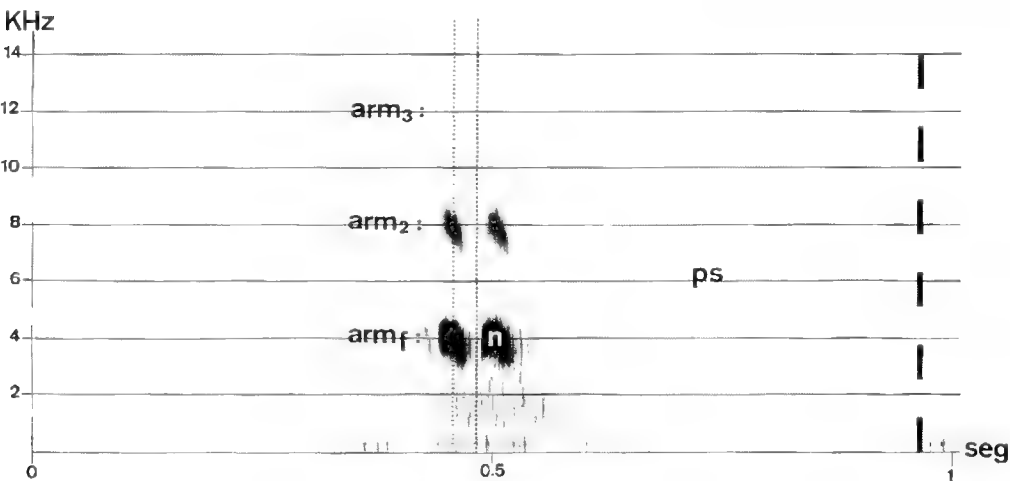


FIGURA 15. Espectro acústico del sonido de llamado de *A. assimilis* (arm_f: armónico fundamental; arm₂₋₃: armónicos 2 y 3; n: notas; ps: pausa; int: intensidad).

FIGURE 15. Acoustic spectre of call song of *A. assimilis* (arm_f: fundamental harmonic; arm₂₋₃: harmonic 2 and 3; n: notes; ps: pause; int: intensity).



FIGURA 16. Ciclo (estrídulación/pausa) del sonido de llamado de *H. griseus* (arm: armónico fundamental; ps: pausa; int: intensidad).

FIGURE 16. Call song cycle (stridulation/pause) of *H. griseus* (arm: fundamental harmonic; ps: pause; int: intensity).



FIGURA 17. Ciclo (estrídulación/pausa) del sonido de llamado de *A. aximilis* (arm: armónico fundamental; arm₂: armónicos 2 y 3; Ppl: Pseudopulso, n: notas, ps: pausa; int: intensidad).

FIGURE 17. Call song cycle (stridulation/pause) of *A. aximilis* (arm: fundamental harmonic; arm₂: harmonics 2 and 3; Ppl: Pseudopulse; n: notes, ps: pause; int: intensity).



FIGURA 18. Equipo de análisis acústico Sonograph 5500.

FIGURE 18. Analysis acoustic equipment Sonograph 5500.

NUEVA ESPECIE DE MICROGASTROPODO HUMICOLA PARA CHILE,
RADIODISCUS QUILLAJICOLA SPEC. NOV. (STYLOMMATOPHORA:
 CHAROPIDAE)

NEW SPECIES OF HUMICOLOUS MICROGASTROPOD FROM CHILE,
RADIODISCUS QUILLAJICOLA SPEC. NOV. (STYLOMMATOPHORA:
 CHAROPIDAE)

Patricio Vargas-Almonacid^{1,2}

RESUMEN

Se describe una nueva especie del género *Radiodiscus* Pilsbry & Ferris, 1906, de la familia Charopidae, recolectado bajo hojarasca de un bosque relictual esclerófito de "quillay" (*Quillaja saponaria*), al este de Linares, Sector La Mina (925 ms.n.m., VII Región). Para la asignación al género *Radiodiscus* se considera principalmente análisis de microescultura, estriación espiral de la protoconcha y características postembrionales de la concha.

PALABRAS CLAVES: Mollusca, Pulmonata, clasificación, Charopidae, Rotadiscinae, *Radiodiscus quillajicola* spec. nov., Chile.

ABSTRACT

A new species of the genus *Radiodiscus* Pilsbry & Ferris, 1906, belonging to the Charopidae family collected in the relict forest of "quillay" (*Quillaja saponaria*) from eastern Linares, Sector La Mina (925 m.a.s.l., Region VII) was described. Species is assigned to the genus *Radiodiscus* considering its microsculpture, spiral elements and smooth embryonic whorl of the shell.

KEYWORDS: Mollusca, Pulmonata, classification, Charopidae, Rotadiscinae, *Radiodiscus quillajicola* spec. nov., Chile.

INTRODUCCION

En un principio el complejo mundo de los micromoluscos terrestres fue ubicado y generalizado en la familia Endodontidae Pilsbry, 1894, debido principalmente a su pequeño tamaño como a dificultades técnicas y ópticas. Sin embargo, Solem (1977a-b, 1983) demostró que las características conculomorfológicas, como estructuración y dimensiones, eran bastante peculiares entre los géneros de endodontoides, permitiendo también la distinción entre familias.

En nuestro país, salvo la compilación de la malacofauna terrestre chilena, realizada por Stuardo & Vega (1985), así como la descripción de un nuevo gastrópodo húmico (Valdivinos & Stuardo, 1989), de discutida clasificación (Fonseca & Thomé, 1993), el conocimiento taxonómico de la micromalacofauna terrestre ha permanecido prácticamente desconocido.

En el presente artículo, se describe una nueva especie del género *Radiodiscus* Pilsbry & Ferris, 1906 (Pulmonata: Charopidae), recolectada bajo hojarasca de un bosque relictual de "quillay" (*Quillaja saponaria*) de la VII Región.

¹Programa Magister en Zoología, Depto. Zoología, Universidad de Concepción Casilla 160-C, Concepción-Chile.

² Este artículo forma parte de la Tesis de Magister en Cs. Mención Zoología.

MATERIALES Y METODOS

El material examinado fue recolectado bajo hojarasca en un bosque relictual esclerófito de

“quillay” (*Quillaja saponaria*) durante los meses de febrero y abril de 1999, en Sector La Mina (35°59’S; 70°24’W) a 925 m s.n.m. De un total de 80 ejemplares recolectados 12 fueron utilizados para la diagnosis, debido al buen estado de conservación de las conchas. Estas fueron estudiadas y fotografiadas mediante microscopía electrónica de barrido, utilizando principalmente la metodología recomendada por Solem (1970, 1972).

El holotipo y los 11 paratipos se depositaron en las Colecciones Científicas de la Universidad de Concepción (UCCC), bajo los números 25501 a 25512.

RESULTADOS

Radiodiscus quillajicola spec. nov.

(Lámina 1, Figs. 1-4 y Lámina 2, Figs. 1-2; Tabla I).
DIAGNOSIS: Concha pequeña, delgada, traslúcida,

subdiscoidal lenticular, espira convexa de crecimiento regular, relativamente baja, unicoloreada café-amarillenta. Apice no prominente levemente deprimido entre la protoconcha. Con cuatro y cuarto anfractos, convexos, sutura angulosa y profunda. Superficies superior e inferior cubiertas por 185 costillas radiales levemente sigmoidales, separadas por intervalos regulares con una microescultura formada por 4 a 6 cóstulas radiales finas, observándose en ellas pequeñas prominencias que forman crestas crenuladas, que en el cuarto anfracto evidencian sectores de unión con finas cóstulas microespirales. Umbilico estrecho de aproximadamente 1/4 del diámetro mayor de la concha. Abertura semilunar, labio externo afilado y sin callosidades en la unión parietal.

Protoconcha con escultura de 12 a 15 estrías o cuerdas espirales paralelas, abarcando los dos primeros anfractos y terminando lentamente hasta alcanzar la decoración definitiva postembrional.

TABLA I. Medidas conquiológicas (en mm), utilizando los criterios de Solem (1976), del Holotipo y Paratipos de *Radiodiscus quillajicola* spec. nov.

TABLE I. Shell sculpture measurements (in mm), using protocols of Solem (1976), of Holotype and Paratypes of *Radiodiscus quillajicola* spec. nov.

Tipo	Número Museo	Diámetro de la concha	Altura de la concha	Protrución de la espira	Largo abertura	Ancho ombligo	Ancho abertura
Holotipo	25501	1.6867	0.8674	0.1445	0.4096	0.5060	0.6746
Paratipos	1.- 25502	1.4939	0.7228	0.1686	0.4337	0.4096	0.6506
	2.- 25503	1.7108	0.9638	0.1686	0.4096	0.5542	0.6265
	3.- 25504	1.5662	0.8192	0.1927	0.3855	0.4578	0.6265
	4.- 25505	1.5421	0.7951	0.1445	0.3975	0.4457	0.6626
	5.- 25506	1.4698	0.7228	0.1445	0.3855	0.4096	0.6265
	6.- 25507	1.4216	0.7228	0.1204	0.3855	0.3855	0.6024
	7.- 25508	1.5421	0.7228	0.1204	0.4096	0.4096	0.6506
	8.- 25509	1.6144	0.7951	0.1445	0.3855	0.4578	0.6746
	9.- 25510	1.5662	0.7469	0.1807	0.3855	0.4337	0.6867
	10.- 25511	1.3865	0.6746	0.1204	0.3855	0.3614	0.6265
	11.- 25512	1.3614	0.7228	0.1204	0.3734	0.3975	0.6024
Promedio		1.5301	0.7730	0.1475	0.3955	0.4357	0.6425
D.E.		0.1099	0.0806	0.0252	0.0169	0.0536	0.0283
Máximo		1.7108	0.9638	0.1927	0.4096	0.5542	0.6867
Mínimo		1.3614	0.6746	0.1204	0.3855	0.3614	0.6024

Diámetro máximo 1,7108 mm, altura máxima 0,9638 mm, protrución de la espira 0,1927 mm, largo abertura 0,4096 mm, ancho abertura 0,6867 mm y ancho umbilico 0,5542 mm (Tabla I).

LOCALIDAD TIPO: Bosque esclerófito relictual conformado principalmente por Quillay en el sector La Mina (35°59’S; 70°24’W) a 925 m s.n.m., distante aproximadamente 10 km del paso Internacional Pehuenche en la VII Región (Región del Maule), Chile.

ETIMOLOGÍA: La especie se denominó *Radiodiscus quillajicola*, por haberla encontrado sólo asociada a la hojarasca yacente bajo árboles de "quillay" (*Quillaja saponaria*).

DISCUSION

Según Stuardo & Vega (1985), el género *Radiodiscus* Pilsbry & Ferris, 1906, clasificado en la subfamilia Helicodiscinae Pilsbry 1927, está representado en Chile por las especies *R. coarctatus* Hylton Scott, 1979, *R. coppingeri* (Smith, 1881), *R. kuscheeli* Hylton Scott, 1957, *R. magellanicus* (Smith, 1881) y *R. riochicoensis* Crawford, 1939.

Sin embargo, del análisis de la subfamilia Helicodiscinae, se apreció que no existe relación con las características conculomorfológicas de *Radiodiscus* para mantenerlo en dicha subfamilia. Solem (1975) incluye en este taxa sólo los géneros, *Polygyriscus* Pilsbry, 1948; *Stenopylis* Fulton, 1814 y *Helicodiscus* Morse, 1864; este último nominal de la subfamilia presenta como características principales: una concha pequeña, en forma de disco o moneda, con espiral casi plana y ombligo abierto; las primeras vueltas embrionarias (1½) son a menudo libres de esculturación (lisas); el último anfracto, normalmente dentro de las paredes exteriores y basales de su cavidad, presenta unos tres pares de dientes cónicos pequeños a intervalos irregulares.

De esta manera, los representantes del género *Radiodiscus* Pilsbry & Ferris, 1906, incluyendo a *Radiodiscus quillajicola* spec. nov., deben incluirse de acuerdo a Solem (1975, 1976, 1977a-b, 1983) en la familia Charopidae Hutton, 1884b y en la subfamilia Rotadiscinae Baker, 1927, junto a los géneros *Rotadiscus* Pilsbry, 1926, *Radioconus* Baker, 1927; *Radiodomus* Baker, 1930, *Microcharopa* Solem, 1983 y probablemente al género *Trochogyra* Weyrauch, 1965, incluido también en la subfamilia por Fonseca & Thomé (1993).

Según Solem (*op cit.*) la familia Charopidae sería mucho más evolucionada que la familia Endodontidae, ya sea en estructura y complejidad genital, escultura apical y protoconcha muy diversa, como también en el grado de adaptación a una mayor diversidad de hábitats y amplia distribución. Para nuestro país, este autor mencionó a las especies descritas por Odhner (1922) en Juan Fernández, como las únicas representantes de la familia, atribuyendo su presencia a una modesta

radiación, lejos de la región Indo-Pacífica de la cual son endémicos.

El género *Radiodiscus* incluye el mayor número de endodontoides americanos y se caracteriza por poseer la concha de tamaño reducido, alrededor de los 2 mm, espira baja, destacándose la última vuelta, protoconcha formada por finas estrías espirales, vueltas postembrionales con una densa esculturación radial, compuesta de costillas laminares bajas de trazado sigmoide y estrías radiales y/o espirales; umbilico abierto, variando en torno a ¼ del diámetro máximo de la concha, abertura reniforme (Solem, 1977a-b, 1983; Hylton Scott, 1948, 1957, 1963, 1970; Fonseca & Thomé, 1993).

Las comparaciones conculológicas, utilizando los criterios de Solem (1976) entre *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. y las especies norteamericanas *R. millicostatus* Pilsbry & Ferris, 1906 (especie tipo) presente en Arizona, Nuevo México y México, y de *R. abienum* Baker, 1930 (Oregon e Idaho, U.S.A.), muestran variaciones superiores en diámetro (máximo promedio de 2,25 a 6 mm), altura de la concha (1,2 y 2,6 mm) y número de anfractos (4 1/3 y 5 a 5 ½).

En cuanto a las especies sudamericanas, *R. magellanicus* (Smith, 1881), presente en Archipiélago Madre de Dios y Tierra del Fuego, *R. coppingeri* (Smith, 1881), distribuido en la Patagonia chilena y Tierra del Fuego, y la especie sudamericana más septentrional *R. titicaensis* Hylton Scott, 1957 (Achacachi, Belén; 3.820 m s.n.m. Bolivia), presentarían alturas (1 mm) y diámetros (1,75 mm) promedios superiores, en cambio, *R. tenellus* Hylton Scott, 1957, y *R. katieae* Hylton Scott, 1948, encontrados en Villa Rica (Paraguay) y ciudad de Jujuy (Argentina), presentan diámetros (1,35 mm y 1,4 mm) y alturas (0,72 mm y 0,74 mm) promedios inferiores, respectivamente, a *Radiodiscus quillajicola* spec. nov.

Por otro lado, las especies *R. riochicoensis* Crawford, 1939 (Río Chico, Santa Cruz, Argentina); *R. australis* Hylton Scott, 1970 (Isla de los Estados, Argentina); *R. misionensis* Hylton Scott, 1957 (Misiones, Argentina); *R. costellifer* Hylton Scott, 1957 (Villa Rica, Paraguay), en general presentarían diámetros y alturas promedios superiores a las especies antes mencionadas.

Por lo tanto, las diferencias entre *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. y las especies sudamericanas consideradas sería el mayor número de anfractos (4 ½) con respecto al rango mínimo de *R. magellanicus* (2 ½) y máximo de *R. coppingeri* (4), comparándose, sólo con *R. australis* (4 a 4 ½) y *R. misionensis* (4 ½).

A pesar de lo anterior, las características que mejor

identifican a los grupos de micromoluscos terrestres y en particular a los Charopidae, serían los análisis revelados por estudios anatómicos, de estructura paleal, genitalia, rádula y sistemas de músculos y nervios libres (no considerados en este artículo), que según Solem (1977b) serían el resultado de algún tipo de evolución convergente.

Sin embargo, la resolución otorgada por el microscopio electrónico ilustraría adecuadamente los detalles de formación y esculturación definitiva de las conchas, sugiriendo mayores diferencias entre los taxa en términos de estructura conculiar (Solem, 1977a-b, 1983).

En relación con lo anterior, el tamaño y esculturación de la protoconcha (dos anfractos con 12 a 15 estrías o cuerdas espirales paralelas), junto a la esculturación definitiva de *Radiodiscus quillajicola* spec. nov., que constituye un patrón de formación particular, sería un argumento que mostraría la principal diferencia con las especies comparadas, incluyendo a las norteamericanas.

Sin embargo, representantes de la familia Charopidae, del género *Sinployea* Solem, 1983, endémicos de las islas del Pacífico Central, presentan un patrón con similares características, variando sólo en tamaño, estructura y número de cuerdas o estrías. Tal situación mostraría una posible relación familiar más estrecha, faltando estudios que confirmen o demuestren las vías de radiación de un probable origen común de estos géneros.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Dr. Andrés O. Angulo y Dra. Tania S. Olivares, Lab. de Lepidopterología (Depto. Zoología-Universidad de Concepción) por la recolección del material examinado, apoyo, comentarios críticos y financiamiento para la utilización del microscopio electrónico de barrido.

A Sandra por su apoyo y comprensión. Asimismo, a los profesores Patricio Chandía, Mauricio Alarcón (C. Magister en Zoología, Universidad de Concepción) y Julio Crespo (Universidad de Los Lagos, C. Magister en Zoología, Universidad de Concepción), por sus sugerencias y comentarios al manuscrito. Así como también al profesor Hugo Moyano (Universidad de Concepción) por las consideraciones últimas.

Además deseo agradecer al personal del Laboratorio de Microscopía Electrónica de la Universidad de Concepción, por las facilidades otorgadas para el fotografiado y tratamiento de los ejemplares.

BIBLIOGRAFIA

- FONSECA, MÜLLER DA, A. & J. THOMÉ. 1993. Descrição de *Glabrogrya* Subgen. N., Recaracterização de *Austrodiscus twomeyi* (Pardiz, 1954) e Reclassificação das espécies Sulamericanas dos Gêneros *Austradiscus* Parodiz, 1957, *Radiodiscus* Baker, 1927, *Radiodomus* Baker, 1930 e *Trochogyra* Weyrauch, 1965 (Charopidae) e *Zilchogyra* Weyrauch, 1965 (Helicodiscidae) (Gastropoda, Stylommatophora, Endodontoidea). Iheringia, Sér. Zool., Porto Alegre (75): 97-105.
- HYLTON SCOTT, M. I. 1948. Moluscos del Biotopo de Cerro Colorado. Acta Zool., Lilloana (4): 229 - 275.
- HYLTON SCOTT, M. I. 1957a. Endodóntidos Neotropicales (Moll. Pulm.) I. Neotropica, 3 (10): 7 - 16.
- HYLTON SCOTT, M. I. 1957b. Endodóntidos Neotropicales (Moll. Pulm.) I. Neotropica, 3 (10): 79 - 87.
- HYLTON SCOTT, M. I. 1963. Moluscos terrestres y de agua dulce de la Patagonia. In: C. Delamare Deboutville & E. Rapaport (eds.). Biologie de L'Amérique Australe, C. N. R. Sc., Paris, 4: 269 - 273.
- HYLTON SCOTT, M. I. 1970. Endodóntidos de la región Austral americana. Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat. Bernardino Rivadavia Inst. Nac. Invest., Cienc. Nat., Buenos Aires, 10 (18): 267 - 296.
- ODHNER, N. 1922. Mollusca from Juan Fernandez and Easter Island. In: Skottsberg, Nat. Hist. J. Fern. 3: 219-254.
- SOLEM, A. 1970. Malacological applications of scanning electron microscopy. I. Introduction and Shell surface features. The Veliger, 12(4): 394-400.
- SOLEM, A. 1972. Malacological applications of scanning electron microscopy. II. Radular structure and functioning. The Veliger, 14(4): 327-336.
- SOLEM, A. 1975. *Polygiriscus virginianus* (Burch, 1947) a helicodiscid land snail. Nautilus, Silver Springs, 89(3):80-86.
- SOLEM, A. 1976. Endodontoid Land Snails from Pacific Islands (Part I: Family Endodontidae). Chicago, Field Museum of Natural History. 508 pp.
- SOLEM, A. 1977a. *Radiodiscus hubrichti* Branson, 1975. A synonym of *Striatura* (S.) *pugetensis* (Dall, 1895) (Pulmonata: Zonitidae). Nautilus, Silver Springs, 91(4):146-148.
- SOLEM, A. 1977b. Shell Microsculpture in *Striatura*, *Punctum*, *Radiodiscus* and *Planogyra*. Nautilus, Silver Springs, 91(4):149-155.
- SOLEM, A. 1983. Endodontoid Land Snails from Pacific Islands (Part II. Families Punctidae and Charopidae, Zoogeography). Chicago, Field Museum of Natural History. 336 pp.
- STUARDO, J. & R. VEGA. 1985. Synopsis of Land Mollusca of Chile. With Remarks on Distribution. Studies on Neotropical Fauna and Environment. 20(3): 125-146.
- VALDOVINOS, C. & J. STUARDO. 1989. Nuevo Gastrópodo Húmicola de Chile *Austrodiscus* (*Zilchogyra*) *solemi* spec. nov. (Pulmonata: Endodontidae). Bol. Soc. Biol. Concepción, Chile. 66: 239-245.

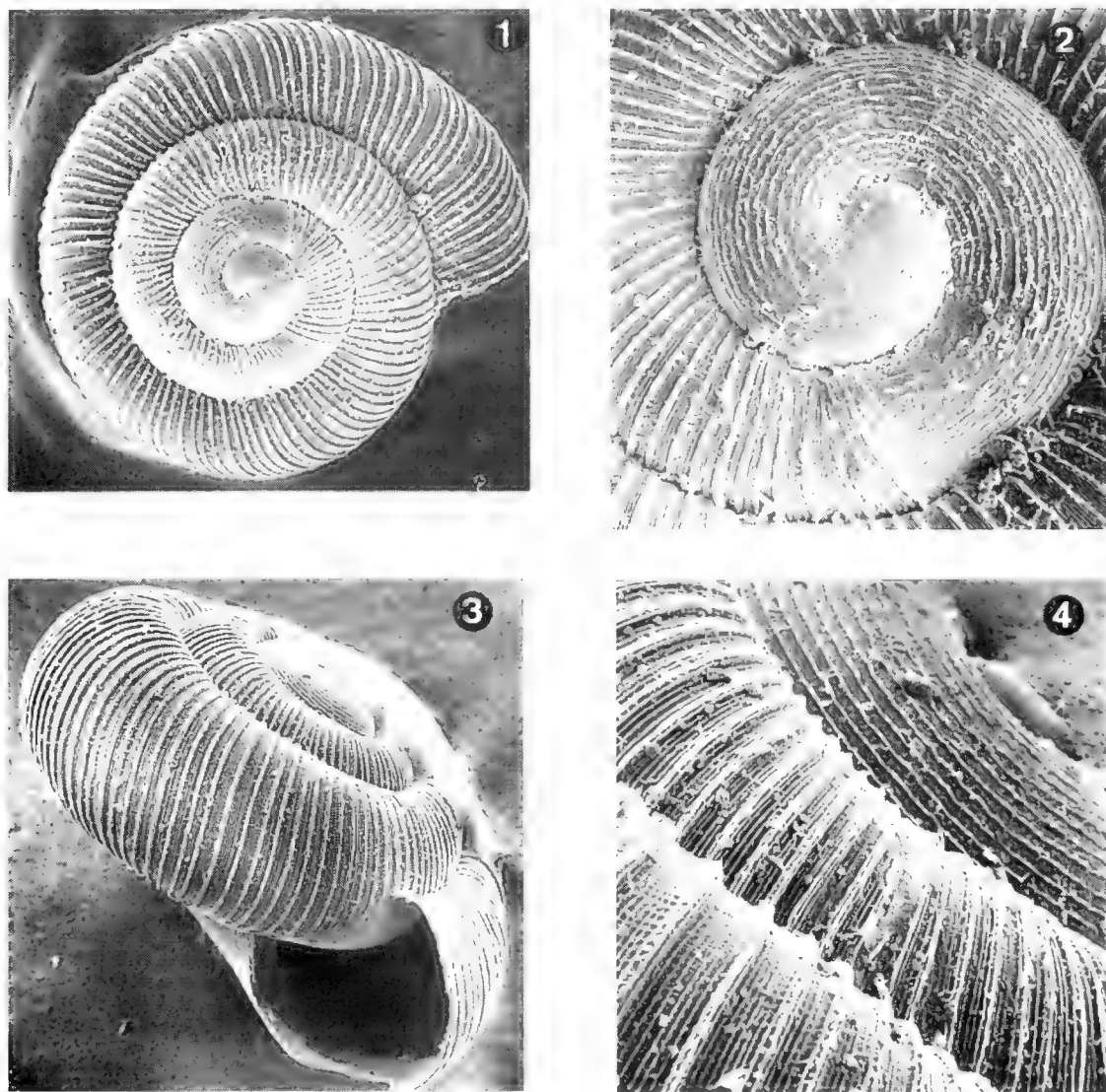


LÁMINA 1. Vistas de la superficie dorsal de un paratipo de *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. **1.** Vista general de la concha (42x); **2.** Apice, detalle de la protoconcha destacando escultura de estrías o cuerdas espirales paralelas e inicio de la esculturación definitiva (160x); **3.** Vista lateral general, donde se aprecia disposición de los anfractos y apertura semilunar (52x); **4.** Detalle mostrando características del ápice, costillas radiales y microescultura de cóstulas finas del tercer y cuarto anfracto (220x).

PLATE 1. Dorsal view of a paratype of *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. **1.** General view of shell (42x); **2.** Apical sculpture, detail of smooth embryonic whorl with parallel spiral cords and postapical sculpture (160x); **3.** Lateral view showing whorls position and aperture lunate (52x); **4.** Details of apical sculpture, radial ribs and microsculpture riblets of third and fourth whorls (220x).

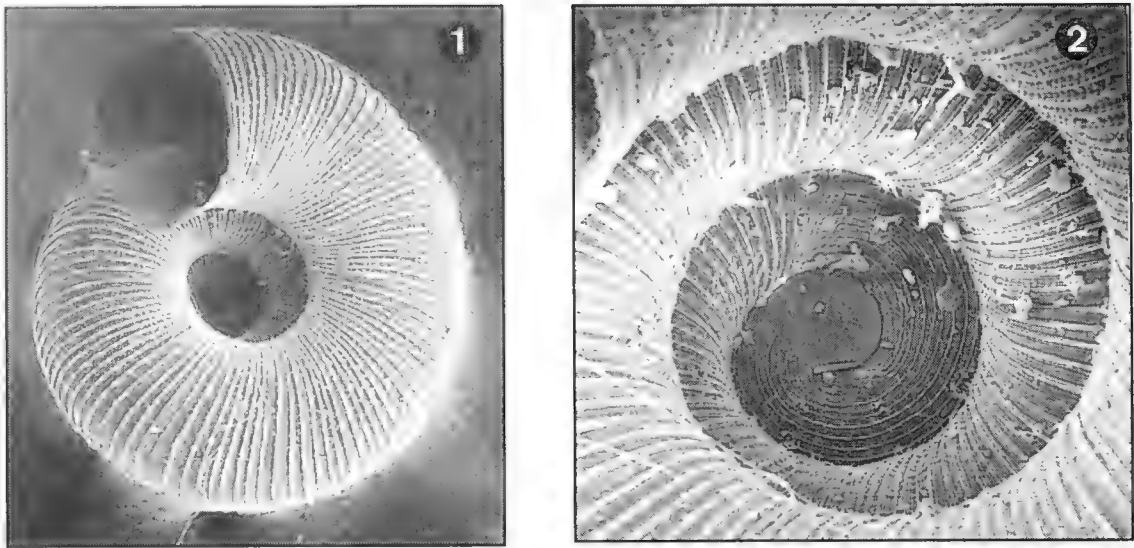


LÁMINA 2. Vistas de la superficie ventral de un paratipo de *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. **1.** Vista general de la concha (42x); **2.** Vista interna del umbilico (160x).

PLATE 2. Ventral view of a paratype of *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. **1.** Top view of shell (42x); **2.** Internal view of umbilicus (160x).

Fecha de aceptación: 17.03.2000
Fecha de publicación: 30.06.2000

TABIQUES CRIBADOS, FASE INICIAL EN LA ESTRUCTURACION DE PAREDES CELULARES EN PHAEOPHYTA

SIEVE WALL, INITIAL STAGE ON THE CELLULAR WALL CONSTRUCTION IN PHAEOPHYTA

Krisler Alveal¹, Héctor Romo¹, Paola Gutiérrez¹ y Mario Núñez²

RESUMEN

La formación de paredes celulares en Phaeophyta se inicia con la formación de tabiques cribados contruidos sobre la base de fibrillas multidireccionales, entre las cuales quedan definidos, durante el proceso de relleno fibrilar, numerosos poros. Los procesos de formación de paredes fueron estudiados en las Phaeophyta, *Scytosiphon lomentaria* (Lyngbye) J. Agardh, en *Petalonia fascia* (O.F. Müller) D. Kuntze, en *Durvillaea antarctica* (Chamisso) Hariot, y en *Macrocystis pyrifera* (L.) C. Agardh. Se postula que los tabiques cribados corresponden a etapas del proceso de construcción de paredes en estas algas y están también presentes en las células medulares de las grandes Phaeophyta formando parte de elementos cribados que participan en el transporte de fotosintatos.

Esta proposición está sustentada por (1) presencia comprobada de tabiques cribados en especies de casi todos los órdenes de Phaeophyta, (2) presencia de estos tabiques en tejidos corticales y medulares de láminas, estipes, aerocistos, así como en las etapas de formación gamética y tabiques cribados se presentan en algas pequeñas, de talos muy simples sin exigencias de un sistema de transporte. Estos tabiques, en su desarrollo para estructurar las paredes definitivas, pasan por etapas, primero como tabiques provistos de poros, tabiques con poros de diferentes tamaños, generalmente más pequeños hacia los márgenes, tabiques provistos con poros sólo en el área central, tabique delgado y sin perforaciones, y finalmente pared con estructura definitiva.

PALABRAS CLAVES: Pared celular, Phaeophyta, ultraestructura, tabiques cribados.

ABSTRACT

Cell wall structuring in brown seaweeds (Phaeophyta) initiates with the formation of sieved partition walls. Partition walls and final walls are made of multidirectional microfibrills which define numerous pore. Stages of wall formation will be studied for the large size Phaeophyta, *Scytosiphon lomentaria*, *Petalonia fascia*, *Durvillaea antarctica* and *Macrocystis pyrifera*, using transmission electron microscopy. We postulate that sieved partition walls are, indeed, the first stage of cell wall structuring in Phaeophyta, and could also function as a system for liquid transport in medullar sieve elements of large Phaeophyta.

This suggestion is supported by (1) the presence of sieved structures in almost all members of the Phaeophyta, and (2) their presence as initial stage during the cell wall formation in medullar and cortical tissues of blade, stipes, aerocysts, and as well as in gametic processes and (3) sieve partition walls also occur in small sized species, with simple thalli in which the presence of a developed transport system might not be required. These sieved walls can have areas with pores of different sizes and areas with blocked pores on partition walls.

KEYWORDS: Cell wall, Phaeophyta, sieve wall, ultrastructures.

INTRODUCCION

Estudios para confirmar la existencia de estructuras cribadas en algas se centraron inicialmente en algas de gran tamaño como en especies de *Macrocystis* y de *Nereocystis*, en las cuales Oliver (1887) corroboró la existencia de elementos cribados, posteriormente Smith (1939) lo hizo en especies de *Costaria*, de *Cymathere* y de *Pterygophora*. Estas estructuras fueron estudiadas también por Sideman

¹ Departamento de Oceanografía, Universidad de Concepción. Casilla 160 C, Concepción-Chile. Proyecto D.I. 93.112.26-1.

² Instituto de Fomento Pesquero. Casilla 1037, Puerto Montt-Chile.

& Scheirer (1977) en *Laminaria*, quienes efectuaron detenidas observaciones de la estructura de los tabiques cribados y poros, así como su distribución en las paredes celulares. Núñez & Alveal (1988) corroboran la existencia de elementos cribados en las Phaeophyta *Lessonia nigrescens* Bory y *Durvillaea antarctica* (Chamisso) Hariot. Scrosati (1992) lo hace también en algas del género *Desmarestia*.

Phaeophyta de tamaños pequeños han sido menos estudiadas, posiblemente porque la idea de transporte de fotosintatos a distancia era menos justificable en estas algas, o las de mayor talla fueron seleccionadas porque facilitaban la manipulación experimental. Sin embargo, el descubrimiento de elementos cribados en especies de Fucales, Laminariales (Will, 1884; Skyes, 1908; Schmitz & Shrivastava, 1974, 1975; Sideman & Scheirer, 1977), Desmarestiales (Núñez & Alveal, 1988; Scrosati, 1992), Dictyotales, Sphacelariales (Galatis *et al.*, 1977), Scytosiphonales (Cole, 1968, 1970), Chordariales y Durvillaeales (Núñez & Alveal, 1988), permiten descartarlas como estructuras asociadas sólo a las algas grandes y a la vez cuestionarlas como estructuras ligadas sólo a procesos de transporte de fotosintatos.

Se comprueba la existencia de estos tabiques en una multiplicidad de tejidos y formas algales. Están presentes, por ejemplo, en sistemas corticales, subcorticales y medulares de algas laminares y camosas, en algas que viven en niveles someros muy iluminados y en algas de niveles más profundos. Muchas son algas pequeñas, filamentosas, cuyas células reciben suficiente luz para efectuar fotosíntesis, siendo verdaderas unidades autosuficientes, muy activas y, sin embargo, en ellas se ha constatado también la existencia de tabiques cribados, pero no un sistema de transporte organizado.

La información bibliográfica hace mención especial a "elementos cribados" o "tubos cribados" para referirse a las células medulares alargadas que existen en las grandes algas pardas (Parker & Huber, 1965; Parker, 1965; Smith & Shrivastava, 1974, 1976; Sideman & Scheirer, 1977; Penot, 1992), elementos que presentan paredes terminales transversales cribadas. Galatis *et al.* (1977) estudian estos "elementos" que confieren a los tejidos cierta continuidad celular. Esta pared cribada, denominada también "placa cribada", en el presente trabajo se denomina, "tabique cribado" siendo en realidad una pared que mediante procesos de relleno fibrilar adquiere, con el tiempo, la estructura definitiva de una pared celular, pasando previamente por una etapa cribada.

Nuestra argumentación tiende a demostrar que los tabiques cribados son parte de un proceso general que, mediante relleno fibrilar, llevará a estructurar las paredes celulares en Phaeophyta y, por lo tanto, se les puede encontrar en todo lugar en donde haya división celular. Esta proposición no excluye su rol en procesos de transporte en tejidos medulares de las grandes algas.

MATERIALES Y METODOS

Para este estudio se utilizó partes centrales y basales de los talos de las Phaeophyta *S. lomentaria*, *P. fascia*, *Macrocystis pyrifera* y *Durvillaea antarctica* recolectadas en la región costera de Concepción-Chile (36°42'S 72°58'W). Los trozos de algas, conteniendo tejidos corticales y medulares, se fijaron en glutaraldehído al 2.5 % en una mezcla de cacodilato de sodio 0.1 M con agua de mar (1:3) (V:V) y CaCl_2 0.01% (P:V) solución de pH 7.2 y mantenidas en este medio durante 2.5 horas a 2-3°C. El buffer agua de mar con CaCl_2 se usó para lavar. El material fue fijado posteriormente en OsO_4 al 2% en buffer agua de mar mezclada con CaCl_2 y mantenido en él por 2 horas a 4°C.

Se procedió posteriormente a lavar y deshidratar en una serie ascendente de etanol agregando CaCl_2 0.01 % en la fase de etanol al 70%. La deshidratación se hizo sin CaCl_2 y con 2-3 cambios de óxido de propileno. Se embebieron los trozos en epon-araldita según las indicaciones de Schmitz & Srivastava (1974) y Cáceres (1995) y se obtuvo cortes ultrafinos de 350-400 Å en un ultramicrotomo SORVAL MT-5000, recogidos en una rejilla con una película de FORMVAR. El material se tiñó con acetato de uranilo y citrato de plomo y se fotografió en un microscopio JEOL-JEM 1200 EX2.

Las observaciones se efectuaron sobre tejidos corticales, subcorticales, medulares de áreas centrales y basales de las frondas, de las 4 especies mencionadas utilizando además fotografías al MET de *Stereocladon* sp. facilitadas por el Dr. Akira Peters, para observar las zonas apicales de filamentos.

Se cuenta además con numerosas fotografías de apoyo obtenidas de variadas especies de Phaeophyta de las costas de Chile continental y antártica, además de la información aportada por los trabajos citados en bibliografía.

RESULTADOS

En el tejido subcortical de *S. lomentaria* se confirma la presencia de tabiques cribados delgados dispuestos transversalmente en el lumen de las grandes células. Estos tabiques (Figs. 1A y 1B) se estructuran de microfibrillas paralelas entre sí, y en sección transversal muestran el trayecto de los poros desde un lumen celular a otro (Figs. 1A y 1B). En un punto de confluencia de tres tabiques (Fig. 1A) dos de ellos presentan poros (p) y el tercero está estructurado como pared celular completa (pc). Estos tabiques están compuestos por pared primaria (pp) al centro y a ambos lados, las paredes secundarias (ps).

Los tabiques cribados (tc) en los sectores provistos de perforaciones (p) presentan menor consistencia (Fig. 1B), mientras que las áreas laterales no presentan poros, tienen un diámetro homogéneo, firme, y están ya estructuradas como pared celular continua (pc). En vista frontal (Fig. 1C), las áreas laterales (zo), están sin perforaciones, con una zona central cribada (zc) y cada poro muestra en el lumen una zona más oscura correspondiente al plasmalema. Gran parte del tabique se encuentra completo y con remanentes de poros que ya han terminado el proceso de oclusión. Este aspecto ilustrado con parte del tejido subcortical se repite también en las áreas cortical y medular.

Los tabiques presentan un sistema de fibras (Fig. 1D) de trayectoria lineal (sl) (líneas más oscuras) y sistema de fibras concéntricas a los poros (sc), los que contribuyen al proceso de relleno paulatino de los poros. Estos presentan plasmalema (pl) en el interior (anillo más oscuro), y sectores con poros ya obturados (po), aspecto observado también en las paredes de *P. fascia* (pc) (Fig. 2A) estructuradas de microfibrillas uniformemente distribuidas en una pared primaria (pp) poco definida, rodeada por paredes secundarias (ps) casi sin delimitación interna y con clara continuidad entre ambas. Un sector del tabique cribado (tc) de 400 nm de espesor que se une a la pared secundaria (ps) de las paredes celulares está provisto de poros, los que se hacen más pequeños a medida que ocurre el proceso de obturación. La distribución de estos poros en el tabique es irregular, con diámetros que fluctúan entre 50-60 nm, aunque se han medido poros de 125 nm de diámetro en tabiques cribados en niveles corticales de *P. fascia*.

Estos tabiques tienen también una estructura fibrilar con haces muy apretados (Fig. 2B), poros

(p) y fibras dendríticas (fd) sueltas, por desgarro del corte, y sectores con poros ya ocluidos (po). Los poros en *P. fascia* (Fig. 2C) están distribuidos de manera irregular en tabiques cribados, los cuales presentan una trama de fibras de relleno multidireccional, poco definida, de distribución laxa, visibles como líneas más oscuras. Un segundo sistema de relleno fibrilar se ubica concéntricamente a los poros (sc), los cuales están provistos de plasmalema (pl). En un tabique cribado de *M. pyrifer* en vista frontal (Fig. 2D) se presenta la pared celular (pc), provista de pared primaria central (pp), más oscura y lateralmente la gruesa pared secundaria (ps), y unida a ella, en la parte basal derecha, se presenta un trozo de tabique cribado (tc) en el cual se puede observar la distribución, forma y tamaño de las perforaciones, más pequeñas y obturadas en los sectores cercanos a la pared celular, y de mayor diámetro y con mayor diversidad de formas hacia la parte central del tabique. En el área central (Fig. 2D) hay dos franjas desgarradas por el corte correspondiente a restos del tabique cribado, que separaba en dos partes la célula original y en esta figura puede apreciarse la diversidad de formas y tamaños de los poros y especialmente la disminución en diámetro de aquéllos ubicados en las partes laterales. En la parte superior izquierda, un sector de tabique cribado (tc) con sus zonas claras y oscuras en sección transversal.

En la zona medular externa de *M. pyrifer* (Fig. 2E) las células tienen una gruesa pared celular (pc) con pared primaria (pp) que se presenta más oscura y compuesta por una trama de fibrillas muy apretadas. Por ambos lados están las paredes secundarias (ps) estructuradas por haces paralelos de fibrillas. En dos sectores de esta figura hay tabiques cribados (tc) muy finos presentando una secuencia de sectores claros y oscuros. Estos tabiques, que aún no se estructuran en pared definitiva, presentan sectores con poros obturados (po) y sectores con poros (p). El tabique inferior izquierdo presenta puntuaciones solamente en la parte central, los sectores laterales presentan poros (po) ya obturados. El tabique superior presenta poros a lo largo de toda su extensión. La Fig. 2E muestra, además, las paredes 1, 2, 3 y los tabiques cribados (tc) en una secuencia de espesores decrecientes, sustentando la proposición planteada en este trabajo referente a la formación y derivación hasta pared celular a partir de una etapa cribada.

Los procesos de relleno fibrilar por actividad de los sistemas lineal (sl) y concéntrico a los poros (sc) contribuyen a la disminución del diámetro de los poros, los cuales se reducen de acuerdo a sus etapas de obturación. El poro 1 de la sección superior de la Fig. 2F (seccionado por corte de foto) en vista parcial, mide 454 nm de diámetro, el poro 2 de sección circular en el sector central de la figura tiene un diámetro de 378 nm y el poro 3, de la parte superior derecha, un diámetro de 303 nm, deduciéndose procesos de relleno diferencial en ellos.

Los ejemplares jóvenes de *Durvillaea antarctica* permiten el estudio de los procesos de estructuración de paredes en sus células subcorticales, con paredes muy definidas y frecuentes procesos de división celular. En el tejido subcortical las paredes celulares están estructuradas con su pared primaria (pp) y sus paredes secundarias (ps) y cortando el lumen de las células mayores se presentan dos tabiques cribados (tc) en sección transversal. Ambos tabiques cribados presentan perforaciones a lo largo de todo su trayecto y contactan, lateralmente, a la pared secundaria (ps) de las paredes celulares (Fig. 3A). En una vista aumentada (Fig. 3B), se aprecia la distribución y densidad de poros del tabique cribado y, tenuemente, el sistema fibrilar de relleno, el cual es más evidente en un tabique del área subcortical (Fig. 3C) y en el cual resalta la trama fibrilar entre y en torno a los poros, algunos de ellos completamente obturados (po). En el interior de los poros hay zonas más oscuras correspondientes al plasmalema (pl) y los sistemas fibrilar lineal (sl) y concéntrico (sc) a los poros bajo la forma de fibras gruesas y nítidas. En sección transversal (Fig. 3D), un sector con numerosos poros (p), en el extremo derecho y más espaciados en la parte central del corte y zona de poros ocluidos (zo). Se incluye en la Fig. 3E la célula apical y una porción de la subapical de un filamento de *Stereocladon* sp., en cuyo tabique divisorio se aprecia una pequeña zona cribada (zc) provista de poros (p). Este tabique que separa la célula apical de la célula subapical se estructurará como pared definitiva una vez que sus poros se cierran. En la Fig. 4 A, B, C, D de acuerdo a Robards & Lucas (1990), y a manera de ilustración se muestra la compleja estructura de un plasmodesmo de plantas terrestres; en Fig. 4 E, F, plasmodesmos de especies de *Liriodendron* y

plantas superiores y en G, tabique cribado de *Nereocystis*, mostrando las semejanzas de estas estructuras entre plantas terrestres y algas.

DISCUSION Y CONCLUSIONES

La formación de paredes en Phaeophyta se asemejaría al tipo IV de las algas verdes con un huso telofásico no persistente con la generación en la citocinesis de un surco invaginado, quedando el plasmalema a la forma de un diafragma. La nueva pared celular aparecería con dos plasmalemas, con una pared transversal entre ellos y presencia de plasmodesmata (Van de Hoeck *et al.*, 1995). La generación de tabiques está relacionada al Golgi, tanto en los procesos generacionales de la parte estructural como en los aportes de constituyentes amorfos de la pared.

Los estudios al MEB permitieron comprobar la existencia de paredes celulares y también la existencia de tabiques cribados que separan las nuevas células formadas, las que paulatinamente y mediante relleno fibrilar adquieren la estructura de una pared celular con sus zonas primarias y secundarias. Este estudio confirma además que los tabiques cribados están presentes en todos los tejidos de algas Phaeophyta, tanto en sistemas medulares como en corticales y la mayoría sólo presenta pared secundaria, aunque la pared primaria fue encontrada en *Nereocystis* sp. por Schmitz & Srivastava (1976). *Scytosiphon lomentaria* presenta tabiques cribados tempranamente estructurados con paredes secundaria y primaria, aunque sus poros no se encuentren obturados.

La presencia de tabiques cribados (tc) en células reproductivas no ha sido estudiada, porque procesos de transporte deberían carecer de importancia en estas estructuras y nada justificaría la existencia de un sistema de esta naturaleza entre células que en un corto plazo deberán desprenderse de las plantas parentales. Los estudios en *Scytosiphon lomentaria*, incluyeron observaciones en órganos pluriloculares, detectándose la existencia de tabiques cribados entre las células reproductivas. En estudios sobre procesos de oogénesis en *D. antarctica* (Paredes, 1998) muestra la presencia de tabiques cribados en el oogonio antes de la liberación de las células femeninas.

Este estudio intenta aportar pruebas para sustentar la proposición central del estudio referente a relacionar los tabiques cribados de Phaeophyta

con la estructuración de paredes en los componentes de este grupo. Una primera prueba es la existencia de tabiques cribados (tc) en algas de los más diversos tamaños y estructura, desde Laminariales, Fucales, Durvillaeales, que pueden medir 20 o más metros de longitud, hasta algas pequeñas Ectocarpales, Dictyotales, Sphacelariales, Dictyosiphonales, Scytosiphonales, parenquimatosas, pseudoparenquimatosas, filamentosas, varias, de no más de 2 – 3 cm de altura. Estos encuentros niegan la exclusividad de tabiques cribados (tc) sólo a especies de gran tamaño.

En Phaeophyta es posible encontrar todo tipo de construcción talina, desde algas filamentosas muy simples, uniseriadas (Ectocarpales), filamentosas, ramificadas con porciones uniseriadas y parenquimáticas (Sphacelariales) en forma de cintas dicótomas, parenquimáticas (Dictyotales), pseudoparenquimática como *Desmarestia*. Ha sido importante comprobar que la estructuración de tabiques y paredes sigue un patrón similar, aun en especies que forman sus talos de manera tan diferentes entre sí como son especies de Laminariales, Durvillaeales, Desmarestiales. La presencia de tabiques cribados en extremos de filamentos de *Stereocladon* sp. es una evidencia importante para apoyar el carácter primario estructural de tabiques cribados en contraposición a la idea que estas estructuras se generan con la finalidad de integrar exclusivamente sistemas de conducción, lo cual es altamente improbable cuando esta estructura aparece entre la célula apical y la subapical de un filamento uniseriado de un alga con estructuras filamentosas, como *Stereocladon* sp. por ejemplo.

El paso por etapas cribadas no sólo es un proceso conocido en Phaeophyta sino también han sido identificadas en Chlorophyta por Mattox *et al.* (1974), quienes establecieron su presencia en *Schizomeris*. En *Ctenocladus* han sido detenidamente estudiados por Blinn & Morrison (1974), confirmando su estructura sencilla y concordando con las conclusiones de Stewart *et al.* (1973), Pickett-Heaps (1971) y Floyd *et al.* (1971), quienes las han detectado igualmente en Ulotrichales, Chaetophorales y Oedogoniales, algas filamentosas, la mayoría de aguas someras con mucha iluminación y que no necesitan conducir fotosintatos desde una célula a la vecina. Se ha detectado también en especies de *Uronema*, como lo indican V. den Hoeck *et al.* (1995), lo cual está indicando que estas estructuras son parte de un proceso más generalizado, no sólo restringido al grupo de Phaeophyta y no asociadas exclusivamente a procesos de conducción.

Estos estudios confirman que los tabiques cribados mantienen tempranamente la individualidad inicial de cada una de las nuevas células (Figs. 1A, 2A, 2B, 2E, 3A y 3E), aunque todos los estudios apuntan a justificar a los tabiques cribados como parte de sistemas de conducción de solutos desde niveles de fotosíntesis hasta niveles internos y basales de las algas.

Schmitz & Srivastava (1975, 1976) describieron un desarrollo ontogénico de estos elementos en especies de *Nereocystis* y de *Alaria* a partir de la corteza interna, alcanzando una etapa funcional y posteriormente una etapa de degeneración en los sistemas centrales. Podemos señalar que la generación de tabiques cribados es un proceso general y no hay zonas especiales donde se generen estos elementos. Nuestra proposición señala que cada nueva pared formada en Phaeophyta pasa por la etapa de tabique cribado, etapa que no debería ser permanente, sino transitoria, excepto en aquellas células que cumplen funciones de transporte especialmente en los sistemas medulares de las grandes algas como *Macrocystis*, aunque ellos también son reemplazados en sus funciones por nuevos elementos.

La función de estos elementos cribados en procesos de transporte ha sido objeto de muchos estudios. La velocidad de transporte medular en *Macrocystis* utilizando ^{14}C según Parker (1965) fue de 65-78 cm h⁻¹, velocidad que se puede considerar elevada y suficiente para recorrer largos trayectos en algas de gran tamaño. Interesante fue la demostración de Schmitz & Srivastava (1975) en *Alaria*, mantenida previamente en oscuridad, para confirmar el transporte de ^{14}C en dos direcciones, si se mantiene iluminada la zona de aporte del material radiactivo, demostración que explica que el material nutritivo puede alcanzar las zonas poco iluminadas en niveles sumergidos, cualquiera sea la orientación de láminas o estipes y corroboran la eficiencia de los tabiques cribados como elementos que facilitan la conducción.

El sistema de construcción de paredes celulares está basado fundamentalmente en el acopio de fibras de células (algulosa), según Van der Hoeck por actividad de estructuras llamadas rosetas en Chlorophyta. En este proceso estructural y en las primeras etapas, naturalmente que la obturación no es total ni homogénea y el resultado de la adición de fibras, paulatinamente dará la estructura definitiva de las paredes, pasando previamente por una etapa intermedia, en la cual,

la existencia de perforaciones caracterizaría esta primera fase. Las observaciones en variados tejidos de diversas especies nos permiten aportar las siguientes pruebas del proceso de relleno.

Los poros, que inicialmente están distribuidos por todo el tabique, van quedando restringidos a sectores centrales o laterales (Figs. 1A, 1B, 1C, 2E, 3E) hasta que se produce su obturación y la pared se cierra definitivamente separando ambas células.

La existencia de poros de diferentes tamaños en los tabiques, así como marcas de poros ya obturados (Figs. 1C, 1D, 2B, 2C y 2F), poros cuadrangulares, deformados y cerrados, confirman que se está en presencia de sistemas de relleno de paredes. Las observaciones permitieron detectar tramas de fibras de celulosa multidireccionales operando con un sistema de relleno lineal (Figs. 1B, 1D y 3C) y un sistema de relleno concéntrico a los poros (Figs. 1D, 3B y 3D, 2F, 3C). La obturación no sólo debe ocurrir mediante calosa, sino que principalmente por generación fibrilar. Sobre la base de los antecedentes logrados en este estudio y numerosos antecedentes bibliográficos se puede fundamentar que las paredes pasan primeramente por una etapa "cribada" y posteriormente como pared definitiva con su capa primaria central y las capas laterales secundarias. El estudio no incluyó la posible obturación por calosa.

En relación con la homologación de estas estructuras a los plasmodesmata de plantas se indica que en plantas superiores los plasmodesmata tienen forma de esfínter y con un complejo funcionamiento de todas sus componentes (Fig. 4D). Como se muestra en las Figs. 4A, B, C, D los plasmodesmos presentan un desmotúbulo rodeado por una cavidad central y por el plasmalema. Por lo general los poros de las algas son estructuras muy simples, pero existe gran similitud entre elementos cribados de Phaeophyta con elementos cribados de angiospermas primitivas del género *Liriodendron* estudiados por Dute (1983) y a los de soja (Fischer, 1975) (Figs. 4E y 4F), y en estos casos, debe destacarse esta similitud, la cual sin duda conlleva al cumplimiento de funciones homólogas.

Una vez que se ha cumplido el proceso de relleno de los tabiques cribados, las células quedan como unidades independientes y "aisladas" de las células vecinas por sus paredes celulares. Se reconoce, sin embargo, que existen elementos cribados que contribuyen al transporte de sustancias especialmente en sectores medulares de algas de mayor complejidad,

proceso demostrado experimentalmente mediante variados tipos de trazadores químicos y radioquímicos.

La existencia de tabiques perforados en todo tipo de tejido en Phaeophyta, incluso en células apicales de algas filamentosas para las cuales no hay limitantes de luz ni necesidad de transporte de fotosintatos desde otras células, dan base para cuestionar una función supeditada exclusivamente a procesos de transporte. La existencia de elementos cribados en algas pequeñas de Scytosiphonales, Sphacelariales, Chordariales, Dictyotales y Ectocarpales refuerza este planteamiento.

No se observó ningún organelo en especial relacionado con los tabiques cribados, aunque plasmalema, mitocondria y plástidos se ubican cerca de los tabiques cribados. Dodge (1973) señala que plasma membrana y aparato de Golgi son responsables de la estructuración de paredes mediante la generación de microfibras. El retículo endoplásmico, en el borde externo del plasmalema, debería también ser participante importante del proceso, según Schmitz & Srivastava (1976). El objetivo central del trabajo tendió fundamentalmente a establecer la existencia generalizada de tabiques cribados en la mayor parte de los representantes de Phaeophyta, en sus diferentes tejidos, y plantear su relación con las paredes celulares. En relación a la sustancia blanca, de las puntuaciones, y que ha sido interpretada como calosa (Schmitz & Srivastava, 1976), en algunos casos podría ser artefacto de fijación ya que en las paredes laterales de elementos cribados de *Nereocystis* y *Laminaria* las pruebas de tinción fueron negativas, según Sideman & Scheirer (1977).

La participación de componentes celulares en la formación de tabiques, paredes, y su composición química, han sido profusamente y muy bien estudiada por varios autores (Dodge, 1973; Parker & Huber, 1965; Schmitz & Srivastava, 1974, 1976; Sideman & Scheirer, 1977; Kloareg & Quatrano, 1988; Penot, 1992; Van de Hoek *et al.*, 1995, entre otros).

AGRADECIMIENTOS

Se agradece a la Dirección de Investigación de la Universidad de Concepción el apoyo entregado al Proyecto D.I. 93.112.26-1 para la realización de este estudio. Al Dr. A. Peters el aporte de las fotos de *Stereocladon*, al Dr. Alvaro Israel por sus sugerencias al trabajo y a los Sres. A. Alveal D. y K. Alveal D.

por sus aportes al manuscrito. A los señores: Raúl Alarcón, Julio Pugin, Hugo Pacheco y José Merino por su colaboración en el tratamiento de las muestras en el Laboratorio de Microscopía Electrónica de la Universidad de Concepción.

BIBLIOGRAFÍA

- BLINN, D. & E. MORRISON. 1974. Intercellular cytoplasmic connections in *Ctenocladus circinatus* Borzi (Chlorophyceae) with possible ecological significance. *Phycologia* 13(2):95-97.
- CÁCERES, E.J. 1995. Métodos de preparación de algas para su observación con microscopía electrónica de transmisión convencional (MET). In: K. ALVEAL, M.E. FERRARIO, E.C. OLIVEIRA & E. SAR (eds.), Manual de Métodos Ficológicos: 147-168. Editorial Universidad de Concepción, Concepción-Chile.
- COLE, K. & LIN, S. 1968. The cytology of *Leathesia difformis*. I. Fine structure of vegetative cells in field an cultured material. *Syccis*. 1, pp: 103-109.
- COLE, K. 1970. Ultrastructural characteristics in some species in the order Scytosiphonales. *Phycologia* 9, pp: 275-283.
- DODGE, J. 1973. The fine ultrastructure of algal cells. Academic Press University (London) Ltd. New York. 261 pp.
- DUTE, R.R. 1983. Phloem of primitive angiosperm. I. Sieve-element ontogeny in the petiole of *Liriodendron tulipifera* L. (Magnoliaceae). *Amer. J. Botany* 70(1):64-73.
- FISHER, D.B. 1975. Structure of functional soybean sieve elements. *Plant Physiol.* 6:555-569.
- FLOYD, G.L., K.D. STEWART & K.R. MATTOX. 1971. Cytokinesis and plasmodesmata in *Ulothrix*. *J. Phycol.* 7:306-309.
- GALATIS, B., CHR. KATSAROS & K. MITRAKOS. 1977. Fine structure of vegetative cells of *Sphacelaria tribuloides* Menegh. (Phaeophyceae, Sphacelariales) with special reference to some unusual proliferations of the plasmalema. *Phycologia* Vol. 16(2):139-151.
- HOECK, C., VAN DEN, D.G. MANN & H.M. JAHNS. 1995. Algae. An Introduction to Phycology. Cambridge Univ. Press. 623 pp.
- KLOAREG, B. & R. QUATRANO. 1988. Structure of cell walls of marine algae and ecophysiological functions of the matrix polysaccharides Ed. Margaret Barnes. Aberdeen University. pp: 259-315.
- MATTOX, R.K., K.D. STEWART & G.L. FLOYD. 1974. The cytology and classification of *Schizomeris leibleinii* (Chlorophyceae). I. The vegetative thallus. *Phycologia* 13(1):63-69.
- NÚÑEZ, M. & K. ALVEAL. 1988. Estructuras cribadas en algunas algas pardas chilenas. *Gayana, Bot.* 45(1-4):371-378.
- OLIVER, W.A. 1887. On the obliteration of sieve tubes in the Laminariae. *Annals of Botany* 1:95-116.
- PEREDES, M.A. 1998. Estudios ultraestructurales de la oogénesis, espermatogénesis, fecundación y embriogénesis temprana de *Durvillaea antarctica* (Chamisso) Hariot (Phaeophyta, Durvilliales). Tesis. Universidad de Valparaíso, Chile. 97 pp.
- PARKER, B.C. 1965. Translocation in the giant kelp *Macrocystis*. I. Rates, direction, and quantity of ^{14}C - label organic products and fluorecein. *J. Phycol.* 1:41-46.
- PARKER, B., Y HUBER, J. 1965. Translocation in *Macrocystis*. II. Fine structure of the sieve tubes. *J. Phycol.* 1: 172-179.
- PENOT, M., 1992. Le transport a long distance chez les grandes algues aquies et perspectives. *Cryptogamie, Algol.* 13(3):197-224.
- PICKETT-HEAPS, J. 1971. Reproduction by zoospores in *Oedogonium*. I zoosporogenesis. *Protoplasma* 72:275-314.
- ROBARDS, A.W. & W.J. LUCAS. 1990. Plasmodesmata. *Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 41:369-419.
- SCROSATI, R. 1992. Estudio anatómico de un morfotipo ligulado de *Desmarestia* (Phaeophyceae, Desmarestiales) de Chile Central. *Gayana, Bot.* 49(1-4):24:17-24.
- SCHMITZ, K. & L. SRIVASTAVA. 1974. Fine structure and development of sieve tubes in *Laminaria groenlandica* Rosenv. *Cytobiologie* 10:66-7.
- SCHMITZ, K. & L. SRIVASTAVA. 1975. On the fine structure of sieve tubes and the physiology of assimilate transport in *Alaria marginata*. *Can. J. Bot.* 53:861-876.
- SCHMITZ, K. & L. SRIVASTAVA. 1976. The fine structure of sieve elements of *Nereocystis lütkeana*. *Am. J. Bot.* 63:679-693.
- SIDEMAN, E.J. & D. SCHEIRER. 1977. Some fine structural observations on developing and mature sieve elements in the brown algae *Laminaria saccharina*. *Amer. J. Botany* 64(6):649-657.
- SMITH, A.I. 1939. The comparative histology of some of the Laminariales. *Amer. J. Botany* 26:571-585.
- STEWART, K.D., K.R. MATTOX & G.L. FLOYD. 1973. Mitosis, cytokinesis the distribution of plasmodesmata and other citological characteristics in the Ulotrichales, Ulvales and Chaetophorales. *Phylogenetic and Taxonomic considerations. J. Phycol.* 9:128-140.
- SYKES, M.G. 1908. Anatomy and histology of *Macrocystis pyrifera* and *Laminaria saccharina*. *Ann. Bot.* 22, 291-325.
- WILL, H. 1884. Zur anatomie von *Macrocystis luxurians* Hooks fil. et Harv. *Bot. Zeit.* 42,801-808, 825-830.

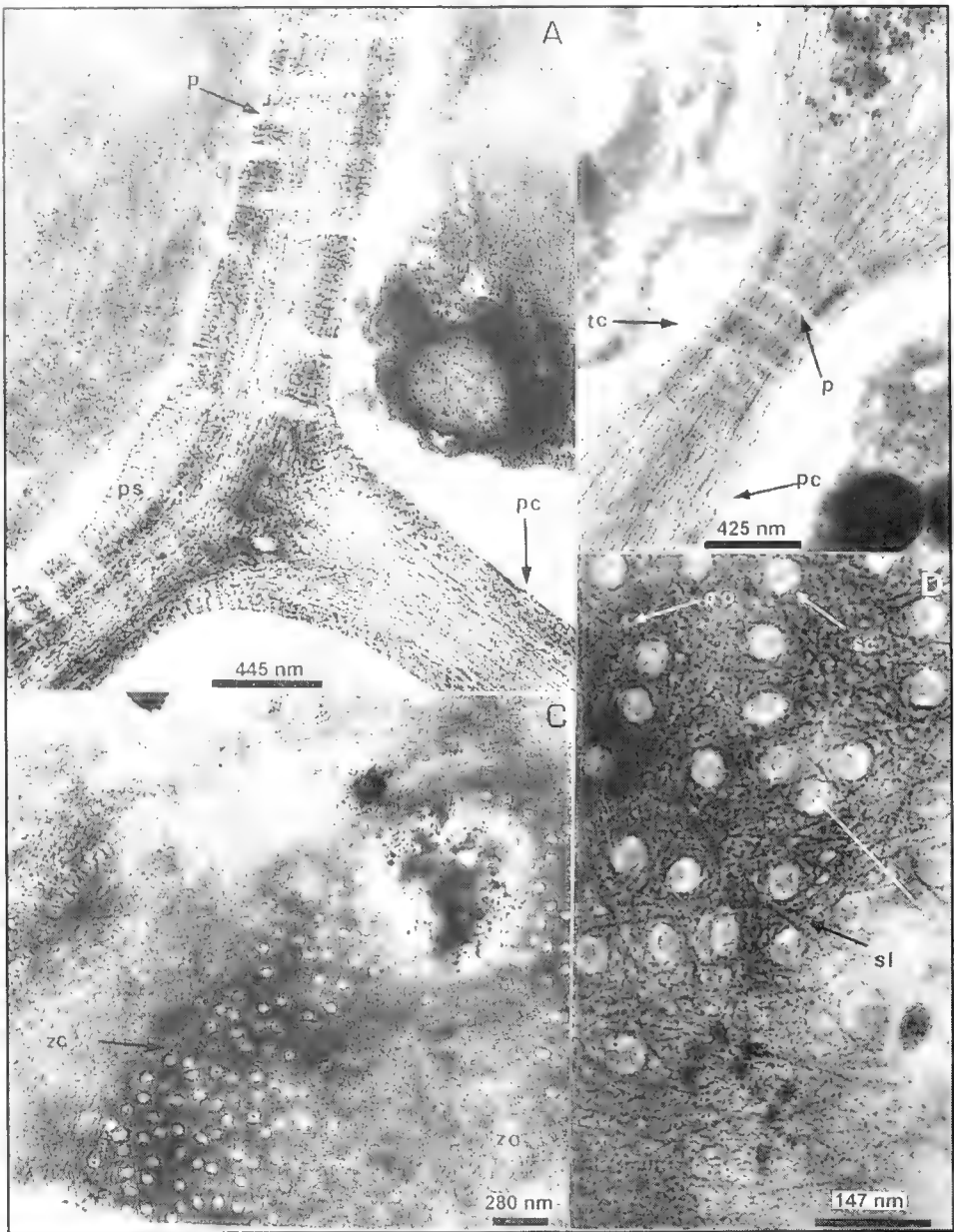


FIG. 1. Fase cribada de las paredes celulares de *Scytosiphon lomentaria*. A - Conjunción de 3 paredes en sección transversal con poros (**p**), pared primaria (**pp**) y pared secundaria (**ps**), **pc** pared celular completa (45.000x). B - Remanente cribado de un tabique (**tc**) en sección transversal con poros (**p**) y un sector estructurado como pared celular definitiva (**pc**) (10.000x). C - Vista frontal de un tabique con resto de zona cribada (**zc**) y zona con poros ocluidos (**zo**) (36.000x). D - Tabique cribado con el sistema de relleno fibrilar lineal (**sl**), sistema de relleno concéntrico (**sc**), con poros obturados (**po**) y el plasmalema (**pl**) al interior de los poros (136.000x).

FIG. 1. Sieve phase of the cell walls in *Scytosiphon lomentaria*. A -Convergence of 3 cell walls in transverse section showing pores (**p**), primary wall (**pp**), secondary wall and entire cell wall (45.000x). B - Transversal section showing a residue of a sieve wall (**tc**) with pores (**p**) and a definitive cell wall (10.000x). C - Frontal view of a cell wall with residues of a sieve zone (**zc**) and zone with occluded pores (**zo**) (36.000 x). D - Sieve wall with lineal fibrillar filling system (**sl**), concentric filling system (**sc**) with occluded pores (**po**) and plasmalemma (**pl**) into the pores (136.000 x).

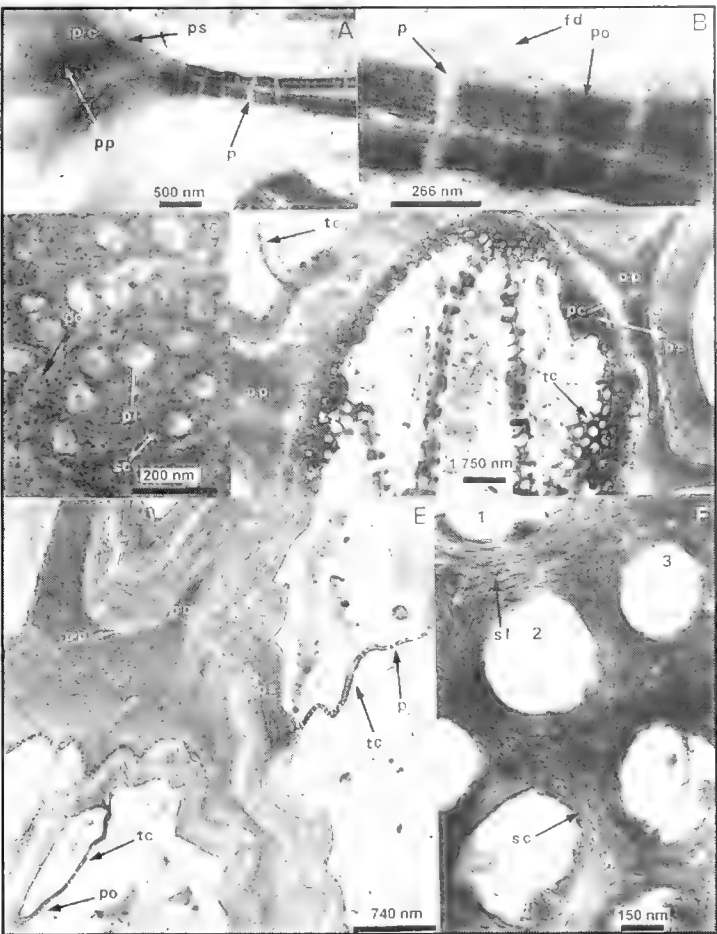


FIG. 2. Fase cribada de las paredes celulares de *Petalonia fascia* y de *Macrocyctis pyrifera*. A y B – En sección transversal remanente de tabiques cribados de *P. fascia* con poros (p), zona de poros ocluidos (po), pared celular (pc) con desarrollo pared primaria (pp), pared secundaria (ps) por relleno con fibras dendríticas (fd) (20.000x y 75.000x respectivamente). C – *P. fascia* en vista frontal mostrando poros obturados (po), sistema de relleno de fibras concéntricas a los poros (sc) y plasmalema (pl) en el interior de los poros (100.000x). D – Vista frontal de un tabique cribado (tc) de *M. pyrifera*, desgarrado por el corte y en la parte superior izquierda, un tabique en sección transversal. Hay paredes celulares (pc) con su pared secundaria (ps) y pared primaria (pp). En los sectores laterales y apicales del tabique cribado (tc) hay poros en diferentes etapas de oclusión. E – Sección transversal de *M. pyrifera* mostrando etapas de desarrollo de la pared celular (pc) con pared primaria (pp) y pared secundaria (ps). Dos tabiques cribados (tc) mostrando sector de poros (p) y área de poros ocluidos (po). En 1, 2 y 3, paredes celulares en diferentes etapas de desarrollo (27.000x). F – Vista frontal de un tabique cribado de *M. pyrifera*. En 1, 2 y 3, poros de diferentes diámetros, (sl) sistema fibrilar, (sc) sistema fibrilar concéntrico a los poros.

FIG. 2. Sieve phase of the cell walls of *Petalonia fascia* and *Macrocyctis pyrifera*. A and B - Transversal view showing the residues of sieve walls in *P. fascia*, with pores (p) zone of occluded pores (po), cell wall (pc) with development of primary cell wall (pp), secondary wall (ps) by filling with dendritic fibers (fd) (20.000x and 75.000x respectively). C - *P. fascia* in frontal view showing occluded pores (po), filling system of concentric fibers concentrically surrounding the pores (sc) and plasmalemma (pl) into the pores (100.000x). D - Frontal view of a broken sieve wall (tc) de *M. pyrifera* showing the transversal section of a cell wall (above left). There are cell walls (pc) with their corresponding, secondary wall (ps) and primary wall (pp). In apical and lateral sectors of the cell wall (tc) pores in different occlusion stages are observed. E - Transversal section in *M. pyrifera* showing development stages of the cell wall (pc) with primary wall (pp) and secondary wall (ps). Two sieve walls (tc) showing a sector with open pores (p) and occluded pores (po). En 1, 2 and 3, cell walls in different stages of development are observed (27.000 x). F - Frontal view of sieve wall of *M. pyrifera*. In 1, 2 and 3, pores of different diameters, fibrillar system (sl) and concentric fibrillar system surrounding the pores.

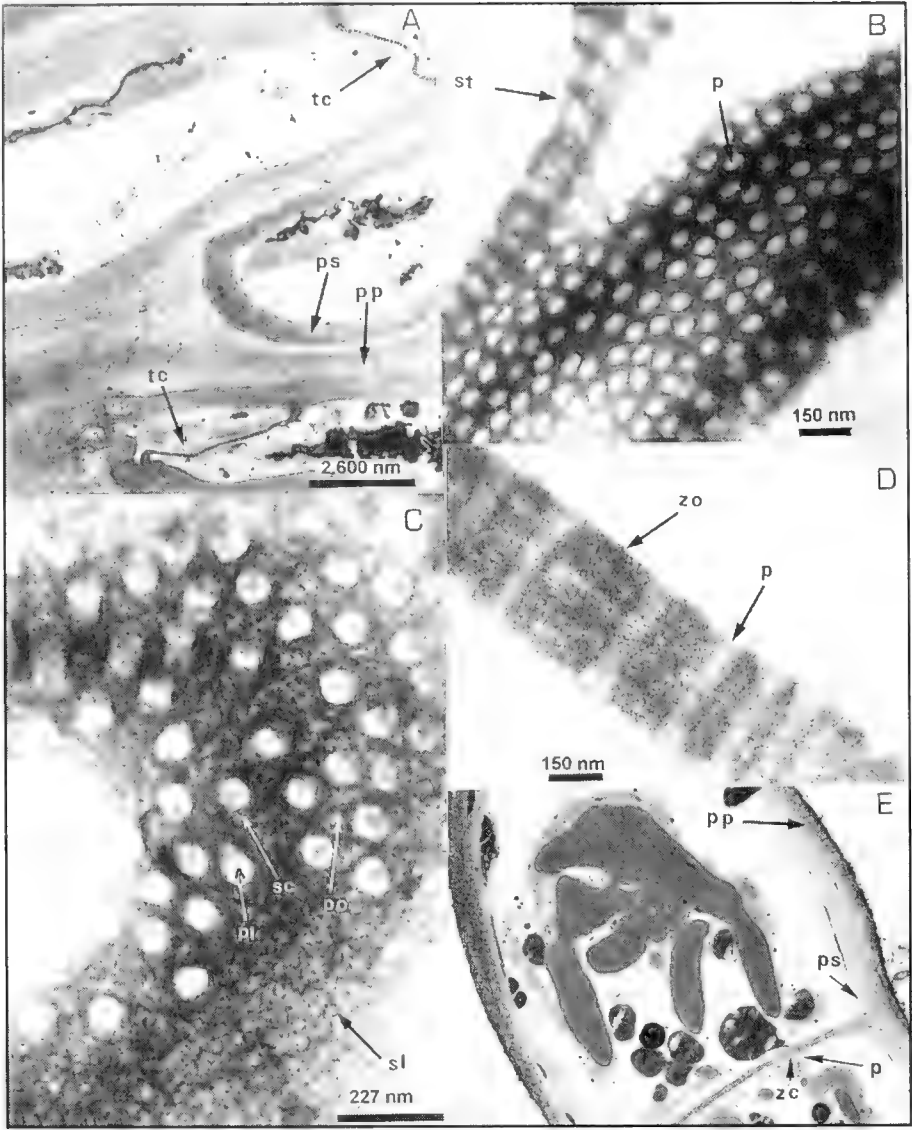


FIG. 3. Desarrollo de paredes en *Durvillaea antarctica* y *Stereocladon* sp. A – Sección transversal de *D. antarctica* con paredes celulares compuestas por pared primaria (pp), paredes secundarias (ps) y tabiques cribados (tc) en dos sectores (7.700x). B – Sector aumentado en *D. antarctica* con la disposición de poros (p) en vista frontal y en sección transversal (st) (66.000x). C – Vista frontal de un tabique cribado mostrando los sistemas de relleno fibrilar lineal (sl), de relleno concéntrico (sc), poco definido, poros ocluidos (po) y plasmalema (pl) (88.000x). D – Sección transversal de un tabique cribado con poros (p) y zona obturada (zo). El sistema fibrilar es muy claro (66.000x). E – Célula apical de *Stereocladon* sp. mostrando el tabique separatriz entre apical y subapical, provista de una zona cribada (zc) y poros (p). La pared externa presenta pared secundaria (ps) y pared primaria (pp).

FIG. 3. Wall development in *D. antarctica* and *Stereocladon* sp. A -Transversal section of *D. antarctica* showing cell walls composed by primary wall (pp), secondary wall (ps) and sieve wall (tc) in two sectors (7,700 x). B - Enlarged view in *D. antarctica* showing the ordered arrangement of the pores (p) in both frontal view and in transversal section (66,000 x). C - Frontal view of a sieve wall showing filling lineal fibrillar systems (sl), a lesser defined filling concentric system with occluded pores (po) and plasmalemma (pl) (88,000 x). D - Transversal section of a sieve wall with pores (po) and occluded zone (zo). Observe the clear fibrillar system (66,000 x). E - Apical cell in *Stereocladon* sp., showing the sieve zone (zc) and pores (p) on the wall that separate the apical from sub apical cells. The external wall presents secondary wall (ps) and primary wall (pp).

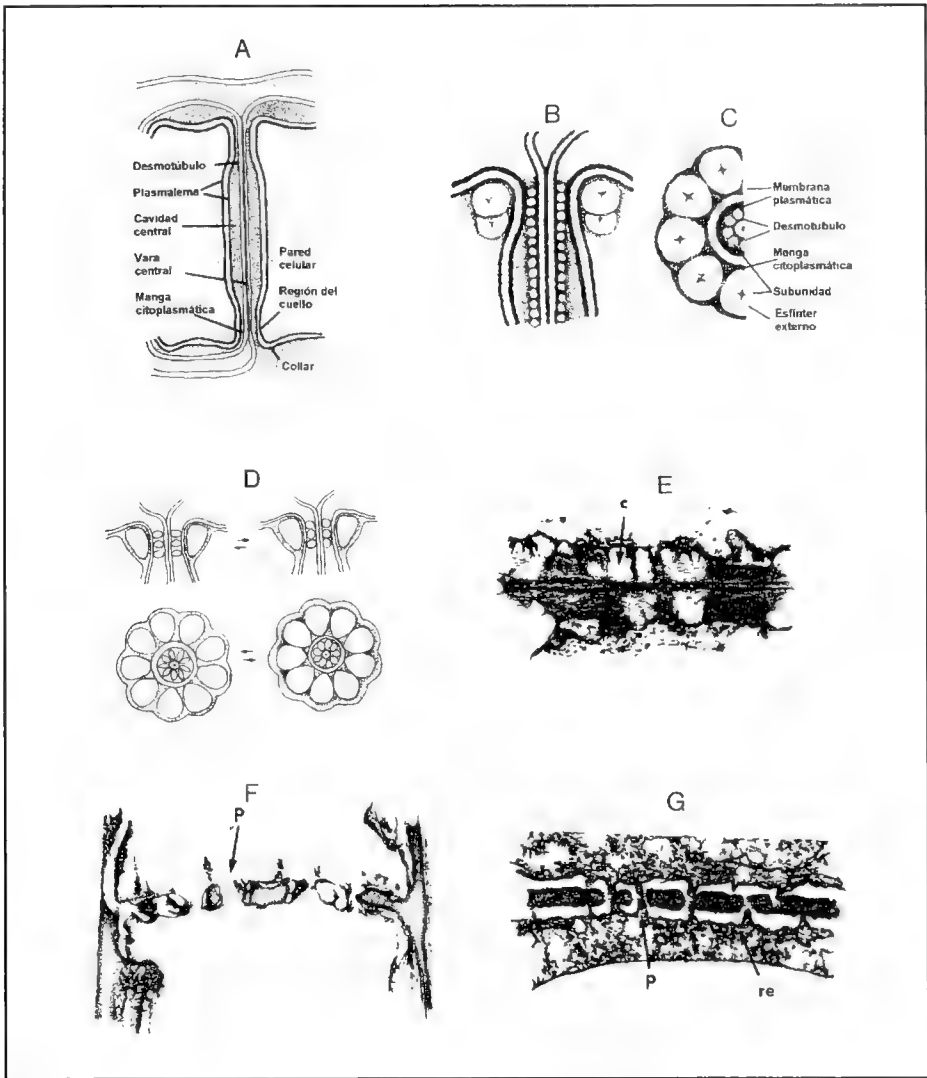


FIG. 4. Organización y funcionamiento de plasmodesmata en plantas terrestres y algas. A - Esquema de un plasmodesmo simple (redibujado de Robards & Lucas, 1990). B - Representación diagramática de un plasmodesmo de *Salsola* sp. en vista longitudinal. C - En vista transversal (redibujado de Robards & Lucas, 1990). D - Versión simplificada de la actividad fisiológica de un plasmodesmo en forma de esfínter en *Salsola* sp. (redibujado de Robards & Lucas, 1990). E - Desarrollo de los poros en la parte terminal de las paredes de dos elementos cribados en *Liriodendron* sp. El retículo endoplásmico parece asociarse a placas de callosa (c) (redibujado de Dute, 1983). F - Sección longitudinal de un elemento cribado en plantas superiores (soja) mostrando los poros (p) (redibujado de Fischer, 1975). G - Esquema de un elemento cribado de *Nereocystis* mostrando poros (p) y retículo endoplásmico (re) junto a posibles placas de callosa (redibujado de Schmitz & Srivastava, 1976).

FIG. 4. Plasmodesmata organization in both terrestrial plants and algae. A - Scheme of a simple plasmodesmata (redraft from Robards & Lucas, 1990). B - Diagrammatic representation of a plasmodesmata from *Salsola* sp. in longitudinal view. C - Transversal view of a plasmodesmata (redraft from Robards & Lucas, 1990). D - Simplified version on the physiological activity of a sphincter like plasmodesmata from *Salsola* sp. (redraft from Robards & Lucas, 1990). E - Pore development in the terminal part of the walls of two sieve elements from *Liriodendron* sp. The endoplasmic reticulum seems to be associated to callose plates (c) (redraft from Dute, 1983). F - Longitudinal section of a sieve element from higher plants (soja) showing the pores (p) (redraft from Fischer, 1975). G - Schematic diagram of a sieve element of *Nereocystis* showing pores (p) and endoplasmic reticulum (re) next to possible callose plates. (Redraft from Schmitz & Srivastava, 1976).

DESCRIPCION MORFOMETRICA DE LA POBLACION DE ARTEMIA (LEACH, 1819) DE SALINA EL CONVENTO (VALPARAISO, CHILE)

MORPHOMETRIC DESCRIPTION OF THE ARTEMIA (LEACH, 1819) POPULATION OF "EL CONVENTO" SALT POND (VALPARAISO, CHILE)

Patricio De los Ríos*

RESUMEN

Se analizó la morfometría corporal en hembras de *Artemia* (Salina El Convento, Chile), *A. franciscana* (Utah, Estados Unidos) y *A. persimilis* (Salinas de Hidalgo, Argentina). Se encontró similitud entre *Artemia* sp. y *A. franciscana*, y ambas a su vez tuvieron diferencias significativas con *A. persimilis*. Estos resultados sugerirían la existencia de una nueva población de *A. franciscana* en Chile, lo cual debería ser confirmado por medio de pruebas genéticas y moleculares.

PALABRAS CLAVES: Población(es), *Artemia*, morfometría corporal, Chile.

ABSTRACT

The corporal morphometry was analyzed in females of *Artemia* sp. ("El Convento" salt pond, Chile), *A. franciscana* (Utah, United States), and *A. persimilis* (Salinas de Hidalgo, Argentina). *Artemia* sp., had similarities with *A. franciscana*, and both populations had significantly differences with *A. persimilis*. These results would suggest the existence of a new population of *A. franciscana* in Chile, but these results must be confirms with genetics and molecular analysis.

KEYWORDS: Population(s), *Artemia*, corporal morphometry, Chile.

INTRODUCCION

El género *Artemia* (Leach, 1819) se encuentra representado en Chile por las especies *A. franciscana* (Kellog, 1906) y *A. persimilis* (Piccinelli & Prosdocimi, 1968) (Gajardo *et al.*, 1995, 1998, en prensa; Colihueque & Gajardo, 1996; De los Ríos & Zúñiga, en prensa). Hasta el año 1998 se conocían ocho poblaciones de *Artemia*, las cuales se encuentran distribuidas a lo largo de gran parte del país. Sus hábitats naturales son lagunas costeras con salmueras ricas en cloruros, lagos continentales sulfatados, y salinas artificiales (Amat *et al.*, 1994; Gajardo *et al.*, 1995, 1998; Zúñiga *et al.*, 1999).

En febrero de 1998 se encontró una población en una salina costera artificial en la localidad de El Convento (33°52'S; 71°44'W), la cual al comparársele

morfométricamente el lóbulo frontal en machos, se le encontró similitud con *A. franciscana* (De los Ríos & Zúñiga, en prensa).

En esta breve nota se muestran los resultados de un estudio comparativo de *Artemia* de salina El Convento, con *A. franciscana* de Utah (Estados Unidos), y *A. persimilis* de Salinas de Hidalgo (Argentina). Estas poblaciones se cultivaron bajo condiciones controladas (salinidad 40 ‰, temperatura 25°C, alimentación con *Isochrysis* sp., luz por tubos fluorescentes de 40 watts con fotoperíodo 12 h luz: 12 h oscuridad). Se tomaron 20 hembras y 20 machos de cada población a las cuales se les midieron los parámetros corporales siguiendo el procedimiento descrito por Amat (1980) y Gajardo *et al.* (1998). A los datos obtenidos que mostraron homocedasticidad de Bartlett y normalidad de Kolmogorov-Smirnov, se les sometió a un análisis de discriminante. Los datos de número de setas por furca, que no cumplieron con esas dos condiciones iniciales, se les aplicó un análisis no paramétrico Kruskal-Wallis. Para todas las pruebas estadísticas se usó el programa Statistica 5.0.

* Laboratorio de Ecología Acuática, Facultad de Oceanografía y Pesquería, Universidad Austral de Chile. Casilla 1327. Puerto Montt. Chile. E-mail: prios@smtp.uach.cl

Los datos obtenidos muestran diferencias significativas para ambos sexos en los parámetros de ancho abdominal y número de setas por furca (Tablas I y II), mientras que para machos condición similar hubo para el diámetro de ojos (Tabla II), los cuales pueden discriminar a *A. franciscana* de *A. persimilis* (Hontoria & Amat, 1992; Gajardo *et al.*, 1998; Zúñiga *et al.*, 1999).

Es necesario destacar que la mayoría de los análisis morfométricos en *Artemia* utilizaron hembras (Amat, 1980; Amat *et al.*, 1995a, b; Hontoria & Amat, 1992; Zúñiga *et al.*, 1999), mientras que sólo dos analizaron machos (Triantaphyllidis *et al.*, 1997 a, b). No obstante hay estudios considerables, donde se analizan muestras de las poblaciones sin segregadas por sexo (Correa-Sandoval *et al.*, 1993; Pilla & Beardmore, 1994, Triantaphyllidis *et al.*, 1995; Gajardo *et al.*, 1998).

Aunque los resultados del análisis morfométrico concuerdan con los obtenidos por De los Ríos & Zúñiga (en prensa), sobre la similitud de *Artemia* sp., de salina El Convento con *A. franciscana*, sería recomendable verificar la identidad taxonómica de esta población por medio de cariotipo y electroforesis de aloenzimas, pues existe en la mayoría de los casos correspondencia con los antecedentes morfométricos, genéticos y moleculares de las poblaciones (Gajardo *et al.*, 1995, 1998; Colihueque & Gajardo, 1996; Triantaphyllidis *et al.*, 1997a). No obstante hay excepciones a esta situación (Pilla & Beardmore, 1994), lo que se pudo observar en las poblaciones chilenas de *Artemia* de Pichilemu y Laguna Cajas, en que los resultados de electroforesis de aloenzimas, cariotipo y morfología corporal no tienen correspondencia entre sí (Colihueque & Gajardo, 1996; Gajardo *et al.*, 1995, 1998), dificultando determinar con exactitud su identidad taxonómica.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece la valiosa ayuda al Dr. Rodolfo Wilson, Dr. Oscar Zúñiga, Srta. Eliana Ibáñez y a Christian Quinteros (Universidad de Antofagasta, Facultad de Recursos del Mar) y del Dr. Gonzalo Gajardo (Universidad de Los Lagos, Laboratorio de Genética y Acuicultura).

BIBLIOGRAFIA

- AMAT, F. 1980. Differentiation in *Artemia* strains from Spain. In: G. Persoone, P. Sorgeloos, O. Roels, and E. Jaspers (eds) *Artemia: Research and its applications*. Vol. 1: Morphology, genetics, radiobiology, toxicology. 19-39. Universa Press Wetteren Belgium.
- AMAT, F., F. HONTORIA, O. ZÚÑIGA & R. WILSON. 1994. Localización y caracterización de poblaciones chilenas del crustáceo *Artemia*. Actas del VIII Congreso Latinoamericano de Acuicultura. Santa Fe de Bogotá, Colombia. 84-99.
- AMAT, F., C. BARATA, F. HONTORIA, J.C. NAVARRO & I. VARO. 1995. Biogeography of the genus *Artemia* in Spain. International Journal of Salt Lake Research 3: 175-190.
- AMAT, F., C. BARATA & F. HONTORIA. 1995. A mediterranean origin for the Veldrif (South Africa) *Artemia* Leach population. Journal of Biogeography 22: 49-59.
- COLIHUEQUE, N. & G. GAJARDO. 1996. Chromosomal analysis in *Artemia* populations from South America. Citobios 88: 141-188.
- CORREA-SANDOVAL, F. & L.F. BUCKLE-RAMIREZ. 1993. Morfología y biometría de cinco poblaciones de *Artemia franciscana* (Anostraca, Artemiidae). Revista de Biología Tropical 41: 103-110.
- DE LOS RÍOS, P. & O. ZÚÑIGA (en prensa). Comparación biométrica del lóbulo frontal en poblaciones americanas de *Artemia* (Anostraca, Artemiidae). Revista Chilena de Historia Natural.
- GAJARDO, G., M. DA CONCEICAO, L. WEBER & J.A. BEARDMORE. 1995. Genetic variability and interpopulational differentiation of *Artemia* strains of South America. Hydrobiologia 302: 21-29.
- GAJARDO, G., N. COLIHUEQUE, M. PARRAGUEZ, & P. SORGELOOS. 1998. Morphologic differentiation and reproductive isolation of *Artemia* populations from South America. International Journal of Salt Lake Research 7: 133-151.
- GAJARDO, G., C. MERCADO, J.A. BEARDMORE & P. SORGELOOS (en prensa). International Study on *Artemia*. LX. Allozyme suggest that a new *Artemia* population in southern Chile (50°29'S; 73°34'W) is *A. persimilis*. Hydrobiologia.
- HONTORIA, F. & F. AMAT. 1992. Morphological characterization of adult *Artemia* (Crustacea, Branchiopoda, Anostraca). Journal of Plankton Research 14: 1461-1471.

PILLA, E.J.S. & J.A. BEARDMORE.1994. Genetic and morphologic differentiation in old world bisexual species of *Artemia* (the brine shrimp). *Heredity* 72: 47-56.

TRANTAPHYLIDIS, G.V., K. POULOPOULOU, C.A. PINTO-PEREZ, & P. SORGELOOS. 1995. International study on *Artemia* XLIX. Salinity effects on survival, maturity, growth, biometrics, reproductive and lifespan characteristics of a bisexual and a parthenogenetic population of *Artemia*. *Hydrobiologia* 302: 215-227.

TRANTAPHYLIDIS, G.V., G.R.J. CRIEL, T.J. ABATZOPOULOS, & P. SORGELOOS. 1997a. International study of *Artemia*. LVIII. Morphological study of *Artemia* with emphasis to Old World strains. I. Bisexual populations. *Hydrobiologia*. 357: 139-153.

TRANTAPHYLIDIS, G.V., G.R.J. CRIEL, T.J. ABATZOPOULOS, K.M. THOMAS, J. PELEMAN, J.A. BEARDMORE & P. SORGELOOS. 1997b. International study on *Artemia*. LVII. Morphological and molecular characters suggest conspecificity of all bisexual European and North African *Artemia* populations. *Marine Biology* 129: 477-487.

ZÚÑIGA, O., R. WILSON, F. AMAT & F. HONTORIA. 1999. Distribution and characterization of Chilean populations of the brine shrimp *Artemia* (Crustacea, Branchiopoda, Anostraca). *International Journal of Salt Lake Research* 8: 23-40.

TABLA I. Resultados de los parámetros corporales medidos, y análisis de discriminante para las hembras de las poblaciones de *Artemia* estudiadas en el presente trabajo. (Valor observado = valor observado en pruebas estadísticas: “F” en análisis de discriminante, y “T” en prueba Kruskal-Wallis).

TABLE I. Results of corporal parameters sized, and discriminant analysis for the females of the populations of *Artemia* studied in the present paper. (Observed value = observed value in the statistical tests: “F” in discriminant analysis, and “T” in Kruskal-Wallis test).

Parámetro	<i>A. Persimilis</i> Salinas de Hidalgo, Argentina	<i>A. franciscana</i> Gran Lago Salado, Estados Unidos	<i>Artemia</i> sp. Salina El Convento, Chile	Valor observado	Probabilidad
Largo total	9093 ± 864.0	9037 ± 814.2	9513 ± 1162.2	F= 2.200	0.126
Largo abdominal	5271 ± 630.9	4431 ± 544.6	4935 ± 678.5	F= 0.695	0.505
Distancia entre ojos	1259.0 ± 95.1	1730.0 ± 126.1	1480.1 ± 185.8	F= 0.922	0.263
Diámetro de ojos	224.7 ± 15.8	354.7 ± 34.8	300.8 ± 33.6	F= 0.876	0.113
Ancho de la cabeza.	744.7 ± 73.2	1084.6 ± 75.7	917.0 ± 126.0	F= 0.919	0.250
Ancho abdominal	547.8 ± 55.9	867.2 ± 43.5	768.8 ± 85.5	F= 0.128	0.000
Largo de la furca	152.2 ± 37.8	269.2 ± 45.6	202.4 ± 55.7	F= 0.088	0.256
Número de setas de furca	3 ± 0.9	20 ± 3.8	18 ± 8.5	T= 12.982	0.005

TABLA II. Resultados de los parámetros corporales medidos, y análisis de discriminante para los machos de las poblaciones de *Artemia* estudiadas en el presente trabajo. (Valor observado = valor observado en pruebas estadísticas: "F" en análisis de discriminante, y "T" en prueba Kruskal-Wallis).

TABLE II. Results of corporal parameters sized, and discriminant analysis for the males of the populations of *Artemia* studied in the present paper. (Observed value = observed value in the statistical tests: "F" in discriminant analysis, and "T" in Kruskal-Wallis test).

Parámetro	<i>A. Persimilis</i> Salinas de Hidalgo, Argentina	<i>A. franciscana</i> Gran Lago Salado, Estados Unidos	<i>Artemia</i> sp. Salina El Convento, Chile	Valor observado	Probabilidad
Largo total	8099.7 ± 865.0	7795.9 ± 1147.8	7683.2 ± 630.4	F= 1.063	0.352
Largo abdominal	4414.9 ± 555.5	3817.1 ± 651.7	3753.4 ± 389.9	F= 0.510	0.603
Distancia entre ojos	1502.8 ± 146.0	1790.1 ± 156.3	1762.8 ± 164.1	F= 0.845	0.435
Diámetro de ojos	314.6 ± 45.3	434.2 ± 42.0	425.1 ± 46.2	F= 4.163	0.021
Ancho de la cabeza.	712.4 ± 100.6	864.5 ± 74.5	910.0 ± 100.6	F= 0.365	0.695
Ancho abdominal	494.0 ± 53.7	712.4 ± 74.5	782.6 ± 53.3	F= 26.087	0.000
Largo de la furca	157.3 ± 58.1	184.6 ± 31.9	222.3 ± 44.9	F= 1.646	0.202
Número de setas de furca	4 ± 1.2	18 ± 4	19 ± 3	T= 20.982	0.000

Fecha de aceptación: 06.03.2000
Fecha de publicación: 30.06.2000

THE SCLERODOMIDAE (BRYOZOA) OF THE EASTERN WEDDELL SEA COLLECTED DURING THE ANTARCTIC I, II, V EXPEDITIONS OF THE R/V POLARSTERN

LOS SCLERODOMIDAE (BRYOZOA) DEL MAR DE WEDDELL ORIENTAL RECOLECTADOS DURANTE LAS EXPEDICIONES ANTARTICAS I, II Y V DEL BUQUE DE INVESTIGACION POLARSTERN

Hugo I. Moyano G.* & Heinrich Ristedt**

ABSTRACT

The Sclerodomidae bryozoans collected by R/V Polarstern in the eastern Weddell Sea during its Antarctic I, II and V Expeditions are reported. Thirteen species in the genera *Cellarinella* (11), *Cellarinelloides* (1) and *Systemopora* (1) are described and illustrated by SEM photographs. Two species of *Cellarinella* are described as new: *C. stellaepolaris* sp. n. and *C. weddelli* sp. n. both resembling *C. foveolata* the type-species of the genus. Two other cellarinellan species, *C. edita* Hayward & Ryland, 1991 and *C. margueritae* Rogick, 1956 are reported for the first time from the Weddell Sea. New complementary data and observations on *Cellarinella latilaminata* from South Shetland islands, and on *C. dubia* and *Sclerodomus denticulatus* from the Magellan slope are also provided. Finally a short discussion is included on the origin and morphological relationships of Sclerodomidae with Romancheinidae.

KEYWORDS: Bryozoa. Sclerodomidae. New species. Weddell Sea.

RESUMEN

Se describen e ilustran los briozoos esclerodómidos de los géneros *Cellarinella* (11 especies), *Cellarinelloides* (1 especie) y *Systemopora* (1 especie) recolectados por el B/I Polarstern en el mar de Weddell. Se describen dos nuevas especies de *Cellarinella*: *C. stellaepolaris* sp. n. y *C. weddelli* sp. n.; se añaden otras dos para el mar de Weddell: *C. edita* Hayward & Ryland, 1991 and *C. margueritae* Rogick, 1956 y se incluyen nuevas observaciones sobre *Cellarinella latilaminata* de las Shetland del Sur y sobre *C. dubia* y *Sclerodomus denticulatus* del talud magallánico. Se incluye finalmente una corta discusión sobre el origen y relaciones morfológicas entre los Sclerodomidae y Romancheinidae.

PALABRAS CLAVES: Bryozoa. Sclerodomidae. Nuevas especies. Mar de Weddell.

INTRODUCTION

The Family Sclerodomidae Levinsen, 1909 after Gordon's, 1988 revision is composed of the genera *Cellarinella* Waters, 1904, *Systemopora* Waters, 1904, *Sclerodomus*, Levinsen, 1909 and *Cellarinelloides* Moyano, 1970.

In the results of the Belgian 1897-1899 Antarctic Expedition, Waters (1904) included three species in his new genus *Cellarinella*, viz. the sub-Antarctic Magellanic *C. dubia* and the Antarctic *C. foveolata* and *C. nodulata*.

* Departamento de Zoología, Universidad de Concepción, Casilla 160-C, Concepción, Chile.

** Institut für Paläontologie, Rheinische Friedr. Wilhelms Universität, Nussallee 8, D-53115 Bonn, Germany.

Calvet (1909) in the results of the French Antarctic Expedition (1903-1905) introduced a fourth species of the genus, *C. watersi*. In a fine and fully illustrated paper six new *Cellarinella* species were proposed in 1956 by Rogick. This author described from the collections of the United States Navy's 1947-1948 Antarctic Expedition the endemic Antarctic *C. margueritae*, *C. rossii*, *C. nutti*, *C. njegovanae*, *C. roydsi* and *C. laytoni*. From samples collected by the first Antarctic 1964-65 Expedition of the Chilean Antarctic Institute, Moyano (1965) reported six *Cellarinella* species introducing the new *C. rogickae*. The subsequent yearly Chilean Antarctic Expeditions yielded another new *Cellarinella*, *C. latilaminata* described by Moyano in 1974.

In 1991 Hayward and Ryland reported specimens of *Cellarinella* collected by the ships of the Discovery

Committee in the first half of the present century. They synonymized *C. roydsi* Rogick, 1956 under *C. watersi* Calvet, 1909 and introduced three new Antarctic species: *C. anomala*, *C. edita* and *C. virgula*. The same year Liu and Hu added the new species *C. angustilaminata* from the Antarctic peninsula and, finally Hayward & Winston, 1994 introduced one last new Antarctic species: *C. terminata*.

Unlike the speciose *Cellarinella*, the other three genera of Sclerodomidae include only a few species. *Sclerodomus* is circum-austral sub-Antarctic with two South Atlantic species: *S. denticulatus* (Busk, 1884) and *S. nisticus* (d'Orbigny, 1842), one from the South Indian ocean, *S. myriozoides* (Busk, 1884) and the last one, *S. gracilis* Gordon, 1988 from New Zealand. *Systemopora* includes only the type species *S. contracta* Waters, 1904 and *Cellarinelloides* also contains only the type species *C. crassus*, both hitherto only known from Antarctic localities.

It is highly probable that the benthic Antarctic fauna is equally distributed around the continent owing to the similar oceanographical conditions encircling Antarctica (Hedgpeth, 1965). A way to test this assumption is to study collections gathered around the whole Antarctic shelf. The large collections made by the German R/V Polarstern in the Weddell Sea will contribute to corroboration of this statement. This work therefore aims to describe the large quantity of specimens of the three Antarctic Sclerodomidae genera, providing the description of two new species and a discussion on the Sclerodomidae as a whole.

MATERIALS AND METHODS

The specimens studied were collected by the R/V Polarstern in the following stations of the eastern Weddell Sea:

1.	St. 132,	71°28.0'S,	13°12.9'W,	248 m,	Ant.-I-Exped.,	06.02.1983
2.	St. 194,	76°54.4'S,	31°59.0'W,	266-272 m.,	Ant.-I- Exped.,	06.02.1983
3.	St. 210,	72°55.1'S,	19°41.8'W,	437-453 m.,	Ant.-I- Exped.,	25.02.1983
4.	St. 310,	76°52.0'S,	50°40.4'W,	245-254 m.,	Ant.-II- Exped.,	20.01.1984
5.	St. 438,	76°09.7'S,	54°21.4'W,	416-430 m.,	Ant.-II- Exped.,	07.02.1984
6.	St. 520,	72°52.3'S,	19°34.7'W,	470 m.,	Ant.-V- Exped.,	20.10.1986
7.	St. 522,	72°50.0'S,	19°40.0'W,	485 m.,	Ant.-V- Exped.,	20.10.1986
8.	St. 524,	71°23.9'S,	13°58.8'W,	297-357 m.,	Ant.-II- Exped.,	25.02.1984
9.	St. 527,	72°23.5'S,	16°37.4'W,	314 m.,	Ant.-V- Exped.,	22.10.1986
10.	St. 528,	72°28.1'S,	17°20.6'W,	290 m.,	Ant.-V- Exped.,	22.10.1986
11.	St. 534,	72°48.9'S,	19°21.4'W,	436 m.,	Ant.-V- Exped.,	23.10.1986
12.	St. 536,	72°50.4'S,	19°36.8'W,	595 m.,	Ant.-V- Exped.,	24.10.1986
13.	St. 537,	73°05.6'S,	20°14.4'W,	420 m.,	Ant.-V- Exped.,	24.10.1986
14.	St. 553,	74°02.4'S,	24°22.7'W,	350 m.,	Ant.-V- Exped.,	31.10.1986
15.	St. 561,	72°52.5'S,	19°30.2'W,	430 m.,	Ant.-V- Exped.,	03.11.1986
16.	St. 571,	73°26.1'S,	20°38.3'W,	350 m.,	Ant.-V- Exped.,	05.11.1986
17.	St. 575,	72°49.6'S,	19°26.7'W,	670 m.,	Ant.-V- Exped.,	07.11.1986
18.	St. 580,	72°51.4'S,	19°41.4'W,	710 m.,	Ant.-V- Exped.,	08.11.1986
19.	St. 584,	76°07.7'S,	19°41.4'W,	362 m,	Ant.-V- Exped.,	10.11.1986
20.	St. 585,	76°61.2'S,	28°22.4'W,	368 m.,	Ant.-V- Exped.,	11.11.1986
21.	St. 589,	75°50.4'S,	27°11.9'W,	318 m,	Ant.-V- Exped.,	12.11.1986
22.	St. 590,	74°54.7'S,	25°58.5'W,	583 m.,	Ant.-V- Exped.,	13.11.1986
23.	St. 592,	73°55.0'S,	22°58.6'W,	241 m.,	Ant.-V- Exped.,	14.11.1986
24.	St. 593,	73°42.3'S,	21°59.9'W,	370 m.,	Ant.-V- Exped.,	14.11.1986
25.	St. 618,	72°51.0'S,	19°22.4'W,	1133 m.,	Ant.-V- Exped.,	22.11.1986
26.	St. 627,	72°03.5'S,	19°27.6'W,	434 m.,	Ant.-V- Exped.,	26.11.1986
27.	St. 672,	76°36.6'S,	30°34.1'W,	266 m.,	Ant.-V- Exped.,	12.01.1987
28.	St. 692,	71°14.6'S,	12°00.9'W,	182 m.,	Ant.-V- Exped.,	25.01.1987
29.	St. 704,	72°52.6'S,	19°11.9'W,	423 m.,	Ant.-V- Exped.,	02.02.1987
30.	St. 738,	74°40.6'S,	35°03.8'W,	501 m.,	Ant.-V- Exped.,	09.02.1987
31.	St. 786,	74°39.8'S,	26°56.3'W,	402 m.,	Ant.-V- Exped.,	19.02.1987
32.	St. 796,	72°53.3'S,	19°06.6'W,	415 m.,	Ant.-V- Exped.,	21.02.1987

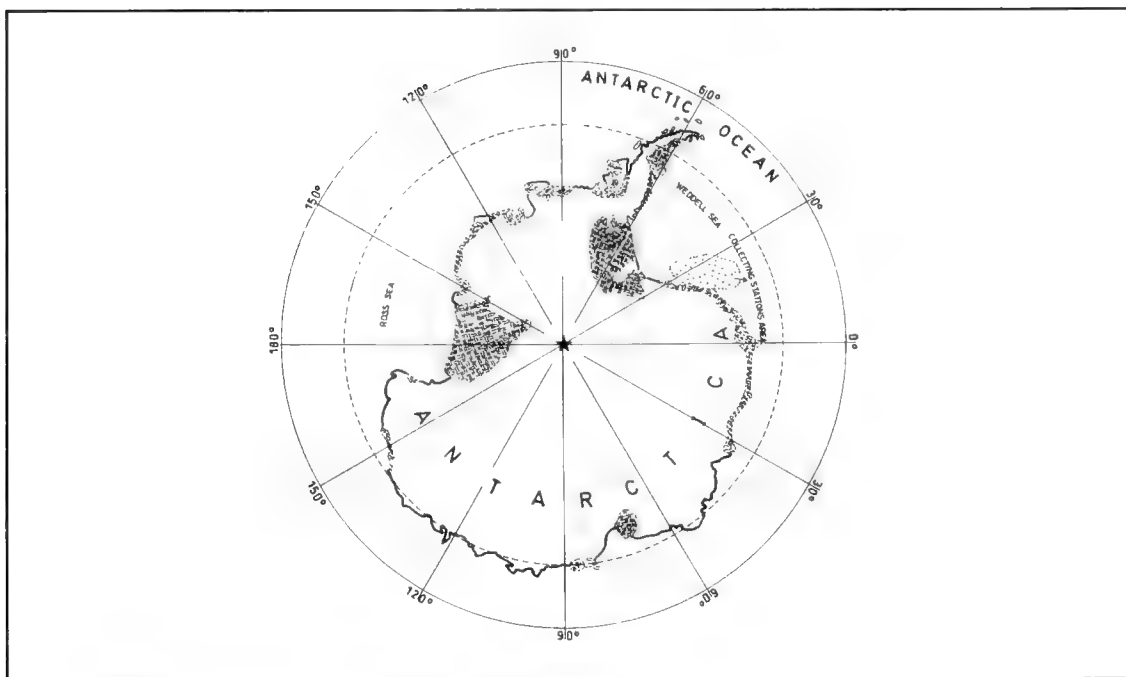


FIG. 1. Geographical situation of collecting stations.

The specimens were sorted and preliminarily identified in Germany by the second author and then sent to the first author. Small pieces of them were prepared for SEM examination and the photographs were taken at the Laboratorio de Microscopía Electrónica, Universidad de Concepción, in Concepción Chile.

In addition to the Weddell Sea specimens, others from the Magellanic region and the South Shetland islands were also included in this study in order to have a broader spectrum of *Cellarinella*, especially of some problematic species such as *C. latilaminata*.

RESULTS

A. THE WEDDELL SEA SCLERODOMIDAE

Table I shows the species collected by the Polarstern in the eastern Weddell Sea. As is usual in Antarctic material three sclerodomidan genera were present: *Cellarinella* with nine previously known species and two new ones, and *Cellarinelloides* and *Systemopora* with one species each. Thirty two stations yielded from one to nine species. The deepest station at 1133 m yielded five species whereas the shallowest at 182 m produced only four. The depth of those that yielded only one species varied from 250 m to 595 m. Those that produced nine species varied instead from 362 m

to 710 m depth. Species collected most frequently were *Cellarinella rossi* (18 times), *C. njegovanae* (15 times), *C. nutti* (15 times) and *Systemopora contracta* (14 times).

Most of material studied consists of zoarial pieces rather than complete colonies, measuring from 0.5 cm to >6 cm high, yet in the *C. foveolata* material there were four complete young colonies with their bases encrusting best represented species is *C. rossi* with 128 zoarial pieces and *C. foveolata* with 105, although those of the latter are larger.

Before the present work eleven sclerodomids were known to exist in the Weddell Sea area (Rogick, 1965; Hayward, 1995; Zabala *et al.*, 1997); now this number is increased to fifteen. Two of these four additional species are proposed as new: *C. weddelli* sp. n. is a small slender species that may have been overlooked by bryozoologists or may have been confused with small zoaria of *C. foveolata*. On the other hand *C. stellaepolaris* n. sp. seems to have been confused also with *C. foveolata* because of its similar zoarial structure; nevertheless it is a different species having two types of suboral avicularia. The other two species new to the Weddell Sea are *C. editha* and *C. margueritae*. The first, *C. editha*, was described from the Ross Sea (Hayward & Ryland, 1991) and its finding in the Weddell Sea area reinforces the idea of a circum-Antarctic distribution. The same statement is extended to *C. margueritae* known so far from the Bellingshausen Sea and the Ross Sea.

TABLE I. Distribution of Sclerodomidae in the Weddell Sea stations.

TABLA I. Distribución de los Sclerodomidae en las estaciones del mar de Weddell.

Stations (Depth in m)		Ced	S Cfo	Cly	P Cma	Cnj	E Cno	Cnu	C Cro	CrS	I Cse	Cwe	E Ccr	Sco	S T1
132	(248)					x		x						x	3
194	(269)			x			x			x					3
210	(445)		x	x	x	x	x	x		x		x		x	9
310	(250)									x					1
438	(423)					x							x		2
520	(470)		x	x		x									3
522	(485)				x					x					2
524	(327)			x	x	x		x						x	5
527	(314)		x	x			x								3
528	(290)			x						x					2
534	(436)							x							1
536	(595)				x										1
537	(420)									x					1
553	(350)				x	x								x	3
561	(430)					x							x		2
571	(350)	x	x					x		x				x	5
575	(670)				x			x	x	x				x	5
580	(710)		x	x	x	x	x	x		x			x	x	9
584	(362)	x	x	x	x		x	x	x	x				x	9
585	(368)					x	x	x		x			x		5
589	(318)		x	x	x	x	x		x	x	x			x	9
590	(583)							x	x						2
592	(241)					x	x								2
593	(370)		x	x				x		x				x	5
618	(1133)			x			x			x			x	x	5
627	(434)					x		x	x	x					4
672	(266)			x			x							x	3
692	(182)						x			x	x		x		4
704	(423)	x	x	x	x	x	x	x	x					x	9
738	(501)		x			x		x		x		x	x		6
786	(402)				x										1
796	(415)	x	x		x	x		x	x	x			x	x	9
T2		4	11	13	12	15	12	15	7	18	2	2	8	14	
Zoarial pieces per species		7	105	45	38	41	65	78	12	128	5	3	3	25	

Ced = *Cellarinella edita*, Cfo = *C. foveolata*, Cly = *C. laytoni*, Cma = *C. margueritae*, Cnj = *C. njegovanae*, Cno = *C. nodulata*, Cnu = *C. nutti*, Cro = *C. rogiackae*, Crs = *C. rossii*, Cse = *C. stellaepolaris* sp. n., Cwe = *C. weddelli* sp. n., Ccr = *Cellarinelloides crassus*, Sco = *Systemopora contracta*. T1 = number of species per station; T2 = number of stations in which a species is present.

B. SYSTEMATICS

In the following account the whole collection is systematically described, although two more species are added: *C. dubia* from the Magellanic South American region and *C. latilaminata* from

the South Shetland Is. This addition aims to give a more complete picture of the genus *Cellarinella* and of two of its species standing out in zoogeographical and structural terms respectively. Moreover some photographs of *Sclerodomus denticulatus* (pl. I) are also included for comparison

and better understanding of the discussion on the probable origin of the Sclerodomidae.

Genus *Cellarinella* Waters, 1904

Zoarium erect, generally ramified into cylindrical, narrow flattened, wide flattened, widely flabellate branches or bilaminar and eschariform. Attachment to the substratum by chitinous rhizoids or cemented. Zoarial branches divided in one or more planes. Zoarial and zooidal surfaces wrinkled, reticulate and pierced by infundibular pores in initial stages of calcification, frequently with transverse growth-check lines giving some species a clearly nodulate outline, becoming smooth in latter ontogenetic calcification; some species with large zooidal umbones giving them a serrated profile. Zooids elongate, without clear boundaries owing to the increasing reticulate calcification. Frontal wall umbonuloid with marginal pores traversing it laterally, becoming uniformly and superficially porous in later ontogeny. Membranous frontal wall under the external calcified one lacking an operculum for the primary aperture. Secondary aperture varied: semicircular, subcircular, subtriangular or a transverse slit, with proximal, lateral, diagonal or distal internal ledges. One or two variously developed proximal umbones frequently present. One or two proximal, suboral, external, hooked or not, triangular or ovate avicularia normally present, plus another internal triangular one visible or invisible externally in some species; more rarely a third type of avicularium in brooding zooids developing on one side between the ovicell chamber and the proximal apertural border, with its cystid bulging externally and its mandible inwardly directed. Ovicell hyperstomial, globose, rapidly immersed by secondary calcification, opening into peristome; in some species the proximal edge of the aperture flared out and produced forward and upward. Interzooidal communication through uniporous and multiporous septula.

Type species: *Cellarinella foveolata* Waters, 1904

Cellarinella dubia Waters, 1904

Pl. IV, fig. 5, 6

Cellarinella dubia Waters, 1904:58, pl.8, figs.12a,b; Moyano 1974:14 Hayward 1980:73; 1995:217, figs. 142F, 143A.

DIAGNOSIS: Zoarium cylindrical or slightly flattened, dichotomously ramified, attached by chitinous rhizoids. Rami composed of whorls of four to ten autozooids. Aperture pear shaped with a small notch flanked by two small umbones, one of them with a latero-distally directed triangular avicularium, in some zooids two avicularia accentuate the symmetrical proximal notch. No internal avicularium. Ovicell initially prominent with proximal straight border becoming submerged in posterior ontogeny. In some cases two tiny avicularia develop frontally on ovicells.

MATERIAL: Several cylindrical twigs collected in the vicinity of Cape Horn R/V Polarstern in the southernmost part of South America: St 40/109; 16.05.96; 55°44,0'S, 66° 14,5'W; 430 m.

REMARKS: The material studied here agrees with that collected and described by Moyano, 1974 and Hayward, 1995.

DISTRIBUTION: Golfo de Penas (47°S) to Cape Horn, south eastern Pacific (Moyano 1974, 1997), South western Atlantic (Hayward, 1995).

Cellarinella edita Hayward and Ryland, 1991

Pl. III, fig. 1-3

Cellarinella edita Hayward & Ryland 1991:244, pl. 2, figs. C, D.; Hayward, 1995:219, figs. 143 B, C.

DIAGNOSIS: Zoarium attached by an incrusting base from which it ramifies irregularly. Rami narrowly flattened and twisted. Zooids convex, producing a wavy zoarial surface. Zoecial apertures longer than wide becoming rounded with increasing calcification; from proximal side of the aperture a stout conical umbo is frequently present projecting distally. A single suboral elliptical avicularium directed proximo-laterally or almost proximally develops in most zooids. Ovicells initially massive and prominent, wider than long and later immersed; the proximal apertural zone of the brooding zooid becomes swollen and produced into a conical umbo whereas the distal zone also thickens and eventually an aviculiferous swelling distorting the orifice area develops laterally into an internal triangular avicularium with hooked mandible. Without internal avicularium on ordinary zooids.

MATERIAL: Stations 571, 584, 704, 796. Seven zoarial pieces from 1.3 to 3.5 cm long, four of them ramified and one strongly calcified.

REMARKS: The material studied agrees with Hayward and Ryland's (1991) original description except in the occasional presence of an internal avicularium apparently overlooked by its descriptors. This develops in brooding zooids and its presence is only evident as a lateral apertural swelling in young, lightly calcified zooids. This type of avicularium is also present in the type material of *C. latilaminata* Moyano although it was not mentioned in the original description, and it is also present in other zoarial pieces collected by Moyano in the Shetland Islands in 1994. Regarding this occasional internal avicularium and the way the zoarium incrusts the substratum, *C. edita* and *C. latilaminata* are similar species differing especially in the form of the zoarium and in the spout-like proximal umbones of the brooding zooids in the former.

DISTRIBUTION: Probably circum-Antarctic because of its discovery in the Ross Sea area (Hayward and Ryland, 1991) and its occurrence now (this work) in the Weddell Sea.

***Cellarinella foveolata* Waters, 1904**
Pl. II, fig. 5, 6

Cellarinella foveolata Waters, 1904: 57, pl. 5, figs. 2a-h; Livingstone, 1928:49, p. 11, fig. 2; Moyano, 1965:13, pl. 3, fig. 17; pl. 6, figs. 1, 2; Winston 1983:692; Gordon, 1988:284, figs. 16-20; Hayward 1995:219, figs. 143D,E.

DIAGNOSIS: Zoarium cemented to substratum, cylindrical, irregularly ramose and anastomosing, rami slender 2-3 mm diameter, becoming regularly pitted and extraordinarily calcified in later ontogeny, the calcification obscuring or concealing surface structures like orifices and avicularia. Aperture transversely oval to circular with a distinct visor-like distal growth in young zooids. A single suboral laterally-directed oval avicularium with a short wide and triangular mandible; occasionally becoming "internal" in later ontogenetic calcification. No true internal avicularium. Ovicell bulging in initial ontogeny, with a visor-like distal growth becoming immersed posteriorly.

MATERIAL: Stations 210, 520, 527, 571, 580, 584, 589, 593, 704, 738, 796. More than a hundred zoarial pieces from 1 to 6 cm high, most of them ramified. No less than four have the basal part incrusting small stones.

REMARKS: The species is easily identifiable by its nearly horizontal external oval avicularium and the extreme development of the calcification especially in the basal part of the zoarium. It could be confused with *C. stellaepolaris* sp. n. which has a similar zoarium but developing instead two different suboral avicularia.

DISTRIBUTION: Abundant in Antarctic shelf seas according to Hayward, 1991, being common in Bellingshausen Sea (Moyano, 1965), Ross Sea (Winston, 1983) and Weddell Sea (this work) where it appeared in 11 out of 32 collecting stations.

***Cellarinella latilaminata* Moyano, 1974**
Pl. IV, fig. 1-4

Cellarinella latilaminata Moyano, 1974:182, figs.1-3; Hayward 1995:220, figs. 143F, 144A.

DIAGNOSIS: Zoarium initially cemented to substratum, beginning as a cylindrical-flattened basal stem widening distally to become a wide folded flabellate sheet. This may divide and anastomose to form a complex eschariform zoarium. Zooidal apertures almost circular in non brooding zooids, but becoming laterally ovate and with the proximal border forwardly and upwardly produced in brooding ones. Suboral avicularium single, ovate, latero-proximally directed, with a short, triangular hooked mandible. No internal avicularium in ordinary zooids, but one with a triangular hooked mandible apparent from outside as a latero-oral swelling in some of the brooding zooids. Ovicell wide, immersed, with its proximo-anterior border downwardly produced.

MATERIAL: Two folded bilaminar sheets (2 x 3 cm) and a basal zoarial part collected by H. Moyano at 50 m depth, near Livingstone island, South Shetland, in February 1994 on board of the Spanish R/V *Espérides*.

REMARKS: This is one of the most characteristic cellarinellid species because of its complex unique

eschariform zoarium which differs from all other known cellarinellid zoaria. Another species with a wide flabellate but not folded or anastomosing zoarium is *C. watersi*, that differs in being fastened to substratum by a bundle of rhizoids. At zooidal level *C. latilaminata* is very similar to *C. edita* as discussed before, and differs essentially in the zoarial structure. (See *C. edita* remarks).

DISTRIBUTION: Known from the Shetland Isles (Moyano, 1974) and the Ross Sea (Hayward and Taylor, 1984).

Cellarinella laytoni Rogick, 1956
Pl. VI, fig. 3-6

Cellarinella laytoni Rogick, 1956:267, pl.18, figs. A-I; Hayward, 1995:220, figs. 144 B,C.

DIAGNOSIS: Zoarium delicate, slender, cylindrical, irregularly ramified, ivory-white, serrated, attached by flexible chitinous rhizoids. Rami composed of whorls of 3 to 5 zooids. Distal part of each zooid flared distally into two stout conical diverging umbones causing the aperture to be perpendicular to zoarial surface and giving the zoarium its serrated outline. One external triangular avicularium associated with an umbo and one internal triangular avicularium disto-laterally directed, perpendicular to the apertural plan and on the same side as the non-aviculariferous external umbo. Ovicell initially bulging and then immersed, arching over the zooidal aperture.

MATERIAL: Stations 194, 210, 520, 524, 527, 528, 580, 584, 589, 593, 618, 672, 704. These stations yielded 45 zoarial pieces measuring from 0,5 till 4,5 cm high, most of them ramified.

REMARKS: The species is easy to identify owing to its cylindrical, slender, serrated zoaria no more than 2 mm diameter. Most delicate specimens with three zooids per whorl could be confused with *C. virgula*, but in this species according to Hayward 1995, rami are composed of alternating two-zooid whorls. The apertural complex is reminiscent of that of *C. nodulata* but in this species there is only one very elongate umbo instead of the two stout umbos of *C. laytoni*.

DISTRIBUTION: Known from the South Shetland Isles

and the Ross Sea (Hayward, 1995); its presence in the Weddell Sea is a quite recent finding (Zabala *et al.*, 1997 and this work).

Cellarinella margueritae Rogick, 1956
Fig. 2, I

Cellarinella margueritae Rogick, 1956:255, pl.12, figs.A-K; Hayward, 1995:222, figs. 144 D, E.

DIAGNOSIS: Zoarium clearly nodulated, attached by chitinous rhizoids, ramifying into slender narrow and flattened rami. Aperture wider than long without a visor-like lip protruding from the distal border; with a well developed latero-proximal umbo opposing a laterally directed triangular suboral avicularium. With an internal horizontal proximal arched ledge inside the aperture that crosses the whole width of the proximal internal part of the aperture, and an internal avicularium whose distal tip is just visible above the oral ledge. Hyperstomial ovicell fully immersed and not discernible in later ontogeny.

MATERIAL: Stations 210, 522, 524, 536, 553, 575, 580, 584, 589, 704, 786, 796. 38 zoarial fragments from less than 1 cm long to more than 6 cm, frequently ramified.

REMARKS: This species is externally similar to *C. rossi*, differing from it in lacking the distal visor-like protrusion of the external aperture. It also differs in the form of the oral ledge.

DISTRIBUTION: Bellingshausen Sea (Rogick, 1956), Ross Sea (Hayward, 1995) and new to the Weddell Sea according to this work.

Cellarinella njegovanae Rogick, 1956
Pl. III, fig. 4-6

Cellarinella njegovanae Rogick, 1956:262, pl. 15, figs. A-H, pl. 16, figs. A-I; Hayward, 1995:222, fig. 144F.

DIAGNOSIS: Zoarium ramified, attached by chitinous rhizoids, rami flat 0,2-1 cm wide. Zoarial surface becoming smooth in later ontogeny but with characteristic transversal bands. Zooids with two twin suboral, triangular, latero-distally directed

avicularia; one of them sometimes shifted to an internal position; apparently with a third internal concealed triangular avicularium. Distal border of aperture straight and proximally and downwardly produced giving the aperture the form of a transverse slit twice as wide as long when fully calcified. Ovicell completely immersed.

MATERIAL: Stations 132, 210, 438, 520, 524, 553, 561, 580, 585, 589, 592, 627, 704, 738, 796. Although present in many stations only 41 zoarial pieces were examined from 0.5 to more than 6 cm high, ramified or not, but usually banded.

REMARKS: This is probably the cellarinellid species most easy to identify due to its characteristic paired proximal avicularia and the transversal slit-like aperture. In the number and position of avicularia it is similar to *C. weddelli* sp. n. but this latter species has a very different apertural form. It is also reminiscent of *C. dubia* when this develops two proximal avicularia, but lacks the proximal sinus of the latter.

DISTRIBUTION: Apparently circum-Antarctic (Hayward, 1995); recently found in the Weddell Sea (Zabala *et al.*, 1997) and according to this work ranging from 248 m to 710 m depth.

***Cellarinella nodulata* Waters, 1904**

Pl. VIII, fig. 4-6

Cellarinella nodulata Waters, 1904:58, pl. 8, figs. 6a-c; Livingstone, 1928: 49, pl.1, figs. 1,4,7; Hayward, 1995:223, fig. 145A.

DIAGNOSIS: Colony ramified, nodulated or moniliform, cylindrical to slightly flattened or occasionally distally more flattened, hispid due to the prominent umbo of each zooid, fastened to substratum by chitinous rhizoids. External aperture more or less perpendicular to the frontal zoarial plan, pear-shaped, wider distally, proximally touching the base of the large striated frontal umbo. Two oral triangular avicularia: one internal, perpendicular to the oral plan, latero-orally situated, backwardly and distally directed and opposed to the external one; one or occasionally two external avicularia with a hooked rostrum latero-distally directed. Ovicell immersed and not prominent.

MATERIAL: Stations 194, 210, 527, 580, 584, 585,

589, 592, 618, 672, 692, 704. The material consists of 65 zoarial pieces ranging from 0.5 cm to more than 5 cm high, mostly ramified, some cylindrical and some flattened to 4 mm wide.

REMARKS: This species structurally agrees with the externally serrated *C. virgula* and *C. laytoni* but differs from both principally in its more robust and more flattened zoaria, and in its nodulated outline.

DISTRIBUTION: Widely distributed around Antarctica including the Weddell Sea (Hayward, 1995).

***Cellarinella nutti* Rogick, 1956**

Pl. VII, fig. 3-6

Cellarinella nutti Rogick, 1956:260, pl. 14, figs. A-K; Moyano, 1965:10, pl. 3, figs. 11-13; Winston, 1983:692, figs. 6-8; Hayward, 1995:223, figs. 145B-D.

DIAGNOSIS: Zoarium attached by rhizoids, ramified, branches flat widening to near 1 cm. Zooidal aperture semicircular, with a small subcentral proximal umbo. Most zooids with an external short triangular pointed avicularium directed proximo-laterally and with a large internal horizontal triangular avicularium perpendicular to the apertural plan, its triangular mandible visible from outside. Ovicell externally bulging, and its distal rim somewhat produced downward.

MATERIAL: Stations 132, 210, 524, 534, 571, 575, 580, 584, 585, 590, 593, 627, 704, 738, 796. From these stations 78 zoarial pieces were collected, most of them ramified, measuring from less than 1 cm to more than 7 cm high.

REMARKS: Species principally characterized by its internal avicularium whose mandible is frequently visible from outside. It could be confused with *C. rogickae* because of its similar external avicularium but the internal concealed distally directed avicularium of the latter precludes confusion.

DISTRIBUTION: Species probably circum-Antarctic, previously collected from the Ross Sea area and the Bellingshausen Sea (Hayward, 1995) and recently from the Weddell Sea (Zabala *et al.*, 1997). According to our data it is present in the Weddell Sea from 248 m to 710 m depth.

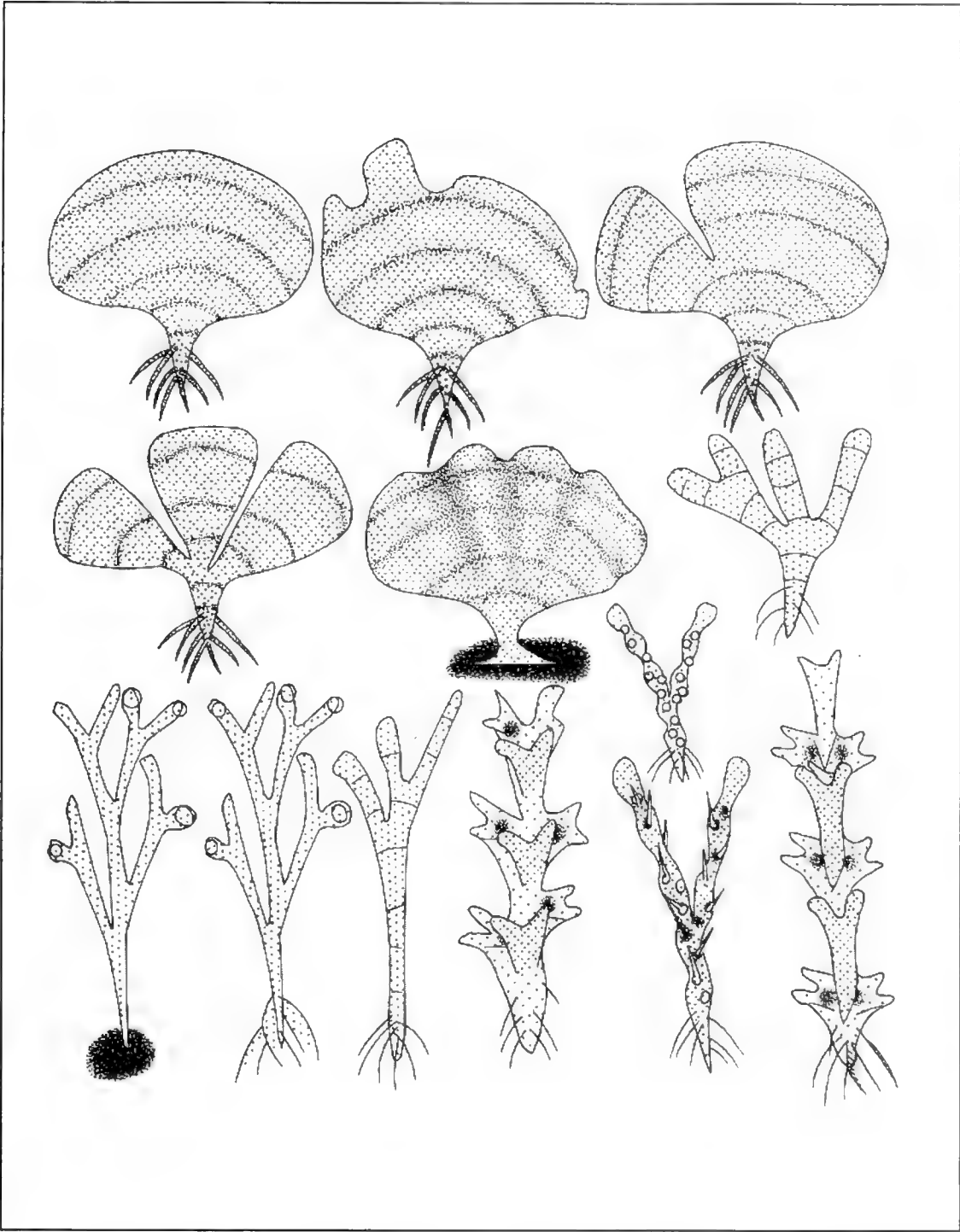


FIG. 2. Morphology of zoaria in family Sclerodomidae in highly diagrammatic schemes: A, B, C = *Cellarinella watersi*; D = *C. rogickae*; E = *C. latilaminata*; F = *C. rogickae*, *C. nutti*, *C. njegovanae*, *Systenopora contracta*; G = *C. foveolata*, *C. stellaepolaris* sp. n.; H = *C. dudia*, *Sclerodomus denticulatus*; I = *C. rossi*, *C. margaritae*; J = *C. laytoni*; K = *C. virgula*; L = *C. nodulata*; M = *C. weddelli* sp. n.

Cellarinella rogickae Moyano, 1965
Pl. VII, fig. 1, 2; pl. IX, fig. 3-6.

Cellarinella rogickae Moyano, 1965:6, pl. 1, figs. A-K, pl.2, figs. A-D, pl. 3, fig. 1, pl. 4, figs. 1,2; Hayward, 1995:225, fig. 145 E,F.

DIAGNOSIS: Zoarium attached by rhizoids, dichotomously ramified, branches flat, widening up to several cm width, becoming widely flabellated in some specimens, regularly with transverse check-lines. Zooidal aperture semicircular to circular in non-reproductive zooids and heart-like in those developing ovicells, with a small subcentral proximal umbo. Most sterile zooids with an external short, wide, triangular pointed avicularium directed proximo-laterally and with an internal triangular avicularium pointing distally, invisible from outside; frequently ovicellate zooids lack external avicularium. Ovicell initially bulging becoming immersed in later ontogeny but always discernible.

MATERIAL: Stations 575, 584, 589, 590, 627, 704, 796. Only 12 zoarial pieces were collected measuring from 1,3 to 5 cm high, ramified, widening up to 8 mm. Two large, widely flabellate, incomplete broken zoaria having many rhizoids and several large twisted sheets collected by Hugo Moyano near Livingstone Island at 50 m depth, on 15 February 1994 on board of the Spanish R/V *Espírides*.

REMARKS: This species in its zooids is externally similar to *C. rossi* and *C. nutti*. It is different from *C. rossi* in lacking the distal visor-like extension of the aperture, in the size and orientation of the external avicularium and in having a more robust zoarium with wider branches. The major difference with *C. nutti* has to do with the situation of the internal avicularium already discussed under the description of the latter species. Specimens from near Livingstone Island are extraordinary in having zoaria which begin forming slender branches which divide and widen to become wide flabellate sheets. These specimens differ from the type material only in the extremely wide branches but not in zooidal characteristics, and therefore they should not be considered as a different species. Specimens from the Weddell Sea have external avicularia proportio-

nally larger than those of the type material, but in absence of ovicells it is not possible to consider them as a subspecies or as a new species.

DISTRIBUTION: Although described from the Bellingshausen Sea (Moyano, 1965), it has been also found in the Ross Sea (Hayward, 1995) and the Weddell Sea (Zabala *et al.*, 1997 and this work).

Cellarinella rossi Rogick, 1956
Fig. 2. 1

Cellarinella rossi Rogick, 1956:257, pl. 13, figs. A-K; Moyano, 1965:9, pl. 3, figs. 14-16, pl. 4, fig. 3; Hayward, 1995:225, figs. 146A,B.

DIAGNOSIS: Zoarium ramified, composed of subcylindrical to narrowly flattened branches, with transverse check lines, fastened to substratum by chitinous cylindrical rhizoids. Zooidal apertures with a projecting hood-like structure developed distally and laterally. A small subcentral proximal pointed umbo opposes the triangular, external, laterally-directed avicularium. Proximal frontal oral ledge not crossing the whole width of proximal internal part of the aperture. With an internal, triangular, distally directed avicularium whose tip is visible at one corner of the proximal internal rim. Ovicell immersed.

MATERIAL: Stations 194, 210, 310, 522, 528, 537, 571, 575, 580, 584, 585, 589, 593, 618, 627, 692, 738, 796. In these collecting stations 128 zoarial pieces were gathered; most of them were dichotomously and irregularly ramified, measuring 1,5 -4 mm width and 1-6 cm high.

REMARKS: A species that can be easily confused with *C. margueritae* due to the possession of similar zoaria and both the external and internal avicularia. Nevertheless the hood-like oral structure is wanting in *C. margueritae* and the proximal frontal oral ledge does not cross the proximal oral rim in *C. rossi* such as it does in *C. margueritae*.

DISTRIBUTION: According to Hayward (1995) this species is widely distributed on the shelf around the whole Antarctic Continent. Previously indicated in the Weddell Sea by Zabala *et al.* (1997).

Cellarinella stellaepolaris sp. n.

Pl. II, fig. 1-4

DIAGNOSIS: Zoarium apparently cemented to substratum, ramified, cylindrical to slightly flattened reaching 6 cm high or more. Orifice semicircular, becoming sunken with increasing calcification, which conceals all surface structures in the basal part of the colony. Two types of suboral avicularia: one or two short ovate-triangular avicularia proximal to the aperture, pointing laterally, another, more elongated, lying inside the proximal apertural border, with a hooked distal rostrum. No internal avicularium. Ovicell slightly bulging, with its frontal part downwardly produced; the proximal side of the brooding zooid flared out upwards and forwards.

ETYMOLOGY: The species latin name alludes to the German research vessel Polarstern which collected the new species in the Weddell Sea.

MATERIAL: Stations 589, 692. There are only five pieces of this distinctive species. Four of them were collected from st. 589, the longest measuring 6 cm high, ramified, cylindrical to slightly flattened and the other three small pieces no more than 1,5 cm high. From st. 692 there is only one piece 1 cm long.

HOLOTYPE # GPIBo-MO&RI 1: Geologisch-Paläontologisches Institut der Universität Bonn, Nussallee 8, 53115 Bonn, Germany.

PARATYPE # UCCC 25279. Museo Zoológico, Departamento de Zoología, Universidad de Concepción, Chile.

REMARKS: Species whose zoaria are phenotypically similar to those of *C. foveolata* but being robust and with two triangular avicularia instead of one more oval. It is also similar to *C. terminata*, but this species has only one external, more robust, avicularium and the zoarium produces wide flattened branches. Its similarities with *C. anomala* are also evident, especially in possessing the large, oral, hooked proximal avicularium but lacking the suboral ovate proximally directed one. Its is also reminiscent of *C. edita* but lacks the proximal oral umbones and the the suboral, ovate proximally directed avicularium. Finally, this new species is similar to *C.*

latilaminata in the form of the ovicells and the oral area of the brooding zooids, but differs in the zoarial structure, which is widely eschariform and bilaminar in the latter and cylindrical in the former, and in lacking the suboral, ovate, proximally directed avicularium.

Cellarinella watersi Calvet, 1909

Pl. IX, fig. 1, 2

Cellarinella watersi Calvet, 1909:33, pl.,3, figs. 8-10; Hayward & Ryland, 1991: 246, fig. 1, pl. 4, figs. A,B.; Hayward, 1995:228, figs. 146F, 147A. *Cellarinella roydsi* Rogick, 1956:265, pl. 16, figs. J-K, pl. 17, figs. A-I; Moyano, 1965: 12, pl. 3, figs. 2-6, pl. 4, fig. 4.

DIAGNOSIS: Colony distinctly white-yellowish, widely flabellate when fully developed, flat or twisted; attached by bundles of chitinous rhizoids; with well marked check lines every 0,5-1,5 cm; colony shape variable: a wide, unbranched fan measuring > 6 cm high and > 8 cm or dividing into wide lobes, or giving irregular offshoots distally. Zooidal aperture somewhat circular, longer than wide, with a proximal arched oral plate, one well developed latero-oral umbo opposed to the small external triangular avicularium which points more or less horizontally. Internal triangular avicularium present, its distal tip visible in one apertural corner. Ovicell immersed, not visible exteriorly.

MATERIAL: Two flabellate bilaminar colonies (6 cm high x 8 cm width) with basal rhizoids, and several zoarial pieces, collectec by H. Moyano at 50 m depth, near Livingstone island, South Shetland, in February 1994 on board the Spanish R/V Espérides.

REMARKS: Three species of *Cellarinella* build large zoaria formed by wide, bilaminar, flat or twisted sheets: *C. latilaminata*, *C. watersi* and *C. rogickae*. The first differs from the others in having a zoarium which begins encrusting hard sustrata, instead of attaching by means of the rhizoids the other two species form. Living *C. rogickae* specimens have a light brown color and *C. watersi* ones a white-yellowish tint. The external avicularium of *C. watersi* is small, triangular and horizontal, that of *C. rogickae* is triangular, large, and points proximo-

laterally and that of *C. latilaminata* is large, oval and also points proximo-laterally. *C. rogickae* and *C. watersi* have similar suboral, internal, triangular, distally directed small avicularia, whereas *C. latilaminata* only develops one latero-oral internal triangular avicularium in ovicellate zooids. *C. margueritae* and *C. rossi* also have internal avicularia similar to that of *C. watersi*, but differ in having slender ramified zoaria and different topographic characteristics of the proximal oral ledge and of the distal tip of the internal avicularium.

DISTRIBUTION: Species widely distributed around the Antarctic (Hayward, 1995).

***Cellarinella weddelli* sp. n.**

Pl. VIII, fig. 1-3

DIAGNOSIS: Zoarium ramified with chitinous rhizoids; zoarial branches irregularly cylindrical, nodulate; zoarial surface thickly calcified, without distinct zooidal boundaries, evenly perforated by deep, infundibular pores. Oral aperture semicircular, apertural rim not raised, without a visor-like in distal edge, proximal border with a medial low acute umbo (sometimes wanting) delimited by the proximal part of two triangular, nearly horizontal, laterally directed twin avicularia. Internal avicularium apparently wanting. Ovicell not observed.

ETYMOLOGY: Species name derivating from the locus typicus, the Weddell Sea.

MATERIAL: Two irregularly cylindrical, nodulate twigs measuring nearly 3 cm long each and two mm diameter from st. 738, and one small basal piece of a colony from st. 210, with zooidal loosely reticulate frontals, the umbones and both proximal latero-directed avicularia well developed.

HOLOTYPE # GPIBo-MO&RI 2. Geologisch-Paläontologisches Institut der Universität Bonn, Nussallee 8, 53115 Bonn, Germany.

PARATYPE # UCCC 25280, Museo Zoológico, Departamento de Zoología, Universidad de Concepción, Chile.

REMARKS: *C. weddelli* sp. n. is similar to *C. dubia*

from the South American Patagonian shelf and to *C. njegovanae* from Antarctica in possessing two proximal divergent external avicularia. It differs from *C. dubia* in having two avicularia directed horizontally with a small umbo in between, instead of one or two proximal avicularia flanking a medio-proximal notch, directed proximo-laterally, and in having a nodulate zoarium. It is different from *C. njegovanae* in having cylindrical zoaria instead of flattened ones and in the form of the oral aperture, tending to a horizontal slit in *C. njegovanae* but semicircular in the new species. In its small diameter *C. weddelli* sp. n. is reminiscent of *C. laytoni* and *C. virgula* but lacks the larger umbones of the two latter species. It also looks like a piece of *C. nodulata* yet lacking the long umbos of the latter, and finally, it differs from the cylindrical *C. foveolata* in having two triangular instead of one oval avicularium and in its nodulate zoarium.

Genus *Cellarinelloides* Moyano, 1970

Zoarium erect, ramified, bilaminar. Zooids very elongated, frontal wall umbonuloid with marginal pores, becoming a reticulate surface with increasing calcification. Zooidal aperture simple, without operculum, internal ledges, suboral or internal avicularia. With frontal adventitious avicularia. Without internal calcareous processes. Ovicell hyperstomial, imperforate, initially bulging and later becoming immersed.

Type species: *Cellarinelloides crassus* Moyano, 1970

***Cellarinelloides crassus* Moyano, 1970**

Pl. V, fig. 1-6

Cellarinelloides crassus Moyano, 1970:155, fig. 1 (1,2), fig. 2 (3,6); Winston, 1983:692; Hayward & Taylor, 1984:72; Hayward, 1995:229, fig. 147B.

DIAGNOSIS: Zoarium erect, brittle, ramified, branches variable: almost cylindrical to wide flattened or flabelliform, anastomosing, bilaminar. Zooids very elongated, frontal wall thickened in later ontogeny, the reticular ornamentation disposed in a somewhat costate pattern in the distal and central part of

the zooid. Zooidal secondary aperture wider than long with proximal lip produced into a medial, short or very elongated, denticle. The dependent frontal avicularium bulges in young zooids becoming immersed with the increasing calcification; it is oval with a rostrum and semicircular mandible proximally and outwardly directed; frequently missing in many zooids and when present situated in the middle of the frontal wall between the apertures of the adjacent zooids. Ovicell bulging, wider than long, imperforate and immersed in later ontogeny.

MATERIAL: From stations 537, 580, 561, 618, 704 and 796 were obtained 14 zoarial cylindroid zoarial pieces with a well developed proximal denticle or umbo looking at a first glance as a new species. From stations 438, 738, 585, 584 were collected 39 wide, bilaminar zoarial pieces.

REMARKS: This a very distinct sclerodomid species easily identified by lacking both internal and external oral avicularia as well as oral ledges. Its unique external avicularium occupies a medial frontal position unlike all other sclerodomid species. In the present collection there were three different zoarial types: 1) cylindrical ramified twigs measuring 2-3 mm wide and up to 3,5 high; each autozooid with a very well developed proximal oral denticle, 2) flat bilaminar slabs dichotomously or irregularly ramified, measuring 4- >10 mm width and up to > 5 cm high, having a clear reticulated frontal calcification, 3) similar to the former but strongly calcified. The cylindric zoaria were initially considered a new species; however this assumption was discarded because of the similar structure of the autozooids and the avicularia of both the cylindrical and flat wide forms. Moreover in one sample coming from St. 738 a small cylindrical specimen anastomoses with a more flat and wide one.

DISTRIBUTION: Species probably circum-Antarctic, previously indicated in the Weddell Sea by Zabala *et al.* (1997).

Genus *Systemopora* Waters, 1904

Zoarium erect, ramified, fastened by chitinous rhizoids to substratum. Zooids well

calcified without evident boundaries, surface reticulated and pitted. Zoecial apertures as a vertical slit longer than wide, with one or more external avicularia and one internal on one side of the aperture. Ovicell hyperstomial immersed.

Type-species: *Systemopora contracta* Waters, 1904

Systemopora contracta Waters, 1904 Pl. VI, fig. 1, 2

Systemopora contracta Waters, 1904:56, pl. 5, figs. 1a-k; Thormely, 1924:48; Livingstone, 1928:48, pl. 6, fig. 5; Moyano, 1965:14, pl. 3, figs. 18, 19, pl. 6, figs. 3, 4; Winston, 1983:692; Gordon, 1988:259, figs. 25-27.

DIAGNOSIS: Zoarium dichotomously ramified, branches narrow flat, anchored with cylindrical rhizoids. Zooids elongated. Zoecial aperture longer than wide, a vertical slit when fully calcified. One of the lateral borders of the aperture produced, the other containing a vertically situated internal avicularium. One to four tiny oval or circular avicularia around the external aperture. Ovicell smooth, imperforate and immersed by the increasing calcification.

MATERIAL: Stations 132, 210, 524, 553, 571, 575, 580, 584, 589, 593, 618, 672, 704, 796. Only 25 zoarial pieces measuring from 0,7 cm to 4,5 cm high were obtained from these stations.

REMARKS: Its vertical narrow aperture distinguishes this species from all other cellarinellan species. Structurally, the apertural complex of this species seems to have resulted from a mutation that distorted the whole complex. Thus it is easy to regard it as if the apertural complex of *Cellarinella nutti* would have rotated 90°. This character is obviously an evolutive novelty that justifies the validity of the genus *Systemopora*, considering that the rest of characters are the same of the genus *Cellarinella*.

DISTRIBUTION: Species probably circum-Antarctic (Hayward, 1995) previously indicated to the Weddell Sea by Zavala *et al.* (1997).

DISCUSSION

As it is known so far the Sclerodomidae includes four genera and 24 species if the two new species proposed here and the dubious *C. angustilaminata* Liu & Hu, 1991 are accepted (Table II). All its species are characterized by a) an umbonuloid frontal wall (Gordon, 1988) concealing an extensive primitive membranous frontal wall lacking a typical operculum, b) by one or more avicularia variously situated on frontal, oral and peristomial areas, c) by a coarse reticulate secondary external calcification in later ontogeny and d) by an

erect zoarium cemented or fastened by rhizoids to the substratum.

The Sclerodomidae as a whole seems to have been derived from an umbonulan ancestor resembling species in the genera *Escharoides* or *Romancheina*. In these genera the oral external area is well above the primary aperture such that the membranous frontal wall and the operculum, if it exists, are completely concealed in frontal and oral view. On each side of the external aperture in *Escharoides* sit two latero-oral avicularia which in *Romancheina* are wrapped by the increasing calcification and become internal.

TABLE II. Species richness and distribution of Sclerodomidae.

TABLA II. Riqueza específica y distribución de los Sclerodomidae.

Genera and species	Geographical distribution
Sclerodomus Levinsen, 1909	
<i>S. denticulatus</i> (Busk, 1884)	Magellanic region (4)
<i>S. rusticus</i> (d'Orbigny, 1842),	South Atlantic Ocean (5)
<i>S. myriozoides</i> (Busk, 1884)	South Indian Ocean (5)
<i>S. gracilis</i> Gordon, 1988	New Zealand (5)
Cellarinella Waters, 1904	
<i>C. angustilaminata</i> Liu & Hu, 1991	Shetland Islands (6)
<i>C. anomala</i> Hayward & Ryland, 1991	South Georgia (1).
<i>C. dubia</i> Waters, 1904	Magellanic region (4)
<i>C. edita</i> Hayward & Ryland, 1991	Ross Sea, Weddell sea (3)
<i>C. foveolata</i> Waters, 1904	circum-Antarctic (1), Weddell sea (2, 3).
<i>C. latilaminata</i> Moyano, 1974	Antarctic Peninsula and Ross sea (1)
<i>C. laytoni</i> Rogick, 1956	Ross Sea, Shetlands (1), Weddell sea (2)
<i>C. margueritae</i> Rogick, 1956	Ant. Pen., Ross sea, Weddell sea (3)
<i>C. njegovanae</i> Rogick, 1956	circum-Antarctic (1), Weddell sea (2, 3)
<i>C. nodulata</i> Waters, 1904	circum-Antarctic (1), Weddell sea (1, 2, 3)
<i>C. nutti</i> Rogick, 1956	Ant. Pen., Ross sea (1), Weddell sea (2, 3)
<i>C. rogickae</i> Moyano, 1965	Ant. Pen., Ross sea (1), Weddell sea (2, 3)
<i>C. rossi</i> Rogick, 1956	circum-Antarctic (1), Weddell sea (1, 3)
<i>C. stellaepolaris</i> sp. n.	Weddell sea (3)
<i>C. terminata</i> Hayward & Winston, 1994	South Shetland Isles (1)
<i>C. virgula</i> Hayward & Ryland, 1991	South Shetland (1)
<i>C. watersi</i> Calvet, 1909	circum-Antarctic (1), Weddell sea (1, 3)
<i>C. weddelli</i> sp. n.	Weddell sea (3)
Cellarinelloides Moyano, 1970	
<i>C. crassus</i> Moyano, 1970	Ant. Pen., Ross sea (1), Weddell sea (2, 3)
Systemopora Waters, 1904	
<i>S. contracta</i> Waters, 1904	circum-Antarctic (1), Weddell sea (2, 3)

(1) Hayward, 1995; (2) Zabala *et al.*, 1997; (3) Moyano & Ristedt, this paper; (4) Moyano, 1997; (5) Gordon, 1988. (6) Liu & Hu, 1991. Bold characters in geographical distribution column indicate species new to the Weddell sea.

This development is extended in most sclerodomids. The increasing frontal calcification and the formation of costae and a reticulate superficial sculpture are already present in *Romancheina*, more so than in *Escharoides*. Thus the Magellanic *Romancheina labiosa* for instance and the Antarctic *R. barica* show a morphology between those characterizing the families Umbonulidae and Sclerodomidae. So, a *Romancheina*-like ancestor to transform itself into a Sclerodomid had to become erect and ramified. The first step of this transformation is seen in *Sclerodomus* resulting in a two-faced colony with a frontal side with zooidal apertures and an abfrontal side without them (see pl. I).

The second step is seen in *Cellarinella* and allied genera in which the zooids open all around the cylindrical or flattened stems. Further steps include development of: a) only external perioral avicularia (e. g. *Cellarinella foveolata*), b) only frontal avicularia (e.g. *Cellarinelloides*), c) external perioral and internal externally visible avicularia (e. g. *C. laytoni* and *C. nutti*), d) rotation in 90° of the oral-avicularian complex (e. g. *Systemopora*), and e) external perioral plus internal invisible from outside avicularia (e. g. *C. rossi*).

The known species of *Cellarinella* principally differ in zoarial structure (see fig. 2), the form of the external aperture, the number and position of external avicularia, the position and orientation of the internal avicularium and the form, number and situation of the oral internal ledges. Nevertheless there seems to be two groups of species, based on the way in which they attach to the substratum. One group, exemplified by *C. edita*, *C. foveolata* and *C. latilaminata*, form an encrusting base. The other, excepting *C. anomala* whose manner of attachment to the substratum is unknown, is composed of species fastened to the substratum by a bundle of rhizoids. These two groups were already recognized by Hayward, 1995. Liu & Hu's *C. angustilaminata* is so far a dubious taxon owing to the paucity of material used to describe it and by the fact that the known material and description agree with both *C. edita* and *C. latilaminata*.

Zoogeographically all the sclerodomidan species describe two concentric circles. The species of *Sclerodomus* form a sub-Antarctic circle and those of the genera *Cellarinella*, *Cellarinelloides* and *Systemopora* form the second peri-Antarctic one (Moyano, 1996). This second circle is almost perfect with the exception of *C. dubia* known to be present

only in sub-Antarctic localities of the Magellanic zoogeographical province. This statement is confirmed with this study and two other recent ones on a collection gathered in the vicinity of Cape Horn (Moyano, 1997) and in the Weddell Sea (Zabala *et al.*, 1997) respectively.

ACKNOWLEDGMENTS

The authors thank the scientific and technical staff of the German R/V Polarstern for collecting most of samples studied. The scientific and technical staff of the Spanish R/V Espérides is also acknowledged for an invitation to the first author to join them during the 1994 summer Antarctic expedition which permitted to collection some of the samples studied here. The Dirección de Investigación de Universidad de Concepción is also thanked for sponsoring part of this research through the grant DIC 96.113.039-1.0 which permitted the use of its Laboratorio de Microscopía Electrónica to obtain the SEM photographs. To an anonymous reviewer our greatest thanks for his hard work which permitted us the

BIBLIOGRAPHY

- ANDROSOVA, E. I. 1972. Marine invertebrates from Adelie Land collected by XIIth and XVth French Antarctic Expeditions. 6. Bryozoa. Tethys, Suppl., 4:87-102.
- CALVET, L. 1909. Bryozoaires. Expedition Antarctique Française (1903-1905) commandée par Dr. Jean Charcot. Sciences naturelles: Documents scientifiques. Paris: 1-49.
- GORDON, D. P. 1988. The bryozoan families Sclerodomidae, Bifaxariidae, and Urceoliporidae and a novel type of frontal wall. New Zealand J. Zool., 15:248-290.
- HAYWARD, P. J. & RYLAND, J. S. 1991. New and little-known Bryozoa from the Antarctic and the southwest Atlantic. Bull. Mus. natl. Hist. nat., Paris, 13:241-261.
- HAYWARD, P. J. & TAYLOR, P. D. 1984. Fossil and Recent cheilostomata (Bryozoa) from the Ross Sea, Antarctica. J. nat. Hist., 18:71-94.
- HAYWARD, P. J. & WINSTON, J. E. 1994. New species of cheilostomate Bryozoa collected by the US Antarctic Research Program. J. nat. Hist., 28:237-246.
- HAYWARD, P. J. 1995. Antarctic Cheilostomatous Bryozoa. Oxford University Press, England. 355 págs.
- LIU, X. X. & HU, Y. M. 1991. On the cheilostome bryozoans from the northwest waters off the Antarctic peninsula. Studia Mar. Sinica, 32:1-160.
- LIVINGSTONE, A. A. 1928. The Bryozoa. Supplementary Report. Scient. Rep. Australasian Antarctic Exp. 1911-1914, C. (Zool.) 9:1-93.

- MOYANO, H. I. 1965. Bryozoa colectados durante la Expedición Antártica Chilena 1964-65. Primera parte: Familia Sclerodomidae. Publ. Inst. Antárt. Chileno, 5:1-29.
- MOYANO, H. I. 1968. Distribución y profundidades de las especies exclusivamente antárticas de Bryozoa Cheilostomata recolectadas por la Decimonovena Expedición Antártica Chilena, 1964-65. Bol. Soc. Biol. Concepción 40:113-123.
- MOYANO, H. I. 1968. Posición sistemática de los géneros *Romancheina*, *Escharoides*, *Cellarinella* y *Systemopora* (Bryozoa, Cheilostomata, Ascophora). Att. Soc. It. Sc. Nat. Mus. Civ. St. nt. Milano, 108:195-211.
- MOYANO, H. I. 1970. Bryozoa colectados por la Expedición Antártica Chilena 1964-65. IV: Familia Arachnopusiidae Jullien, 1888. Bol. Soc. Biol. Concepción, 42:257-285.
- MOYANO, H. I. 1974. Descripción de *Cellarinella latilaminata* n. sp. y clave para las especies de Cellarinellidae (Bryozoa, Cheilostomata). Bol. Soc. Biol. Concepción, 47:181-186.
- MOYANO, H. I. 1984. On small bryozoan collection from near Ross Island, Antártica. Ser. Cient. Inst. Antárt. Chileno, 31:75-83.
- MOYANO, H. I. 1996. Holocene bryozoan links between Australia, New Zealand, Southern South America, and Antarctica : 207-219. In: D.P. GORDON, A. M. SMITH & J. A. GRANT-MACKIE (Eds.). Bryozoans in Space and Time. Proceedings of 10th International Bryozoology Association Conference. NIWA, Wellington, New Zealand, 442 págs.
- MOYANO, H. I. 1997. Revisión de la diversidad y de las conexiones zoogeográficas de los briozoos magallánicos. Gayana Zool. 61(2):125-139
- RFIDER, L. 1965. Expéditions Antarctiques Belges 1959-1960. Bryozoaires. Inst. royal Sc. nat. Belg., Bull., XLI (40):1-39.
- RISTEDT, H. 1990. Bryozoa (Moostiere).- ed. SIEG, J. & J. W. WAGELE, Fauna der Antarktis, P. Paray Verlag, 37-43.
- ROGICK, M. D. 1956. Bryozoa of the United States Navy's 1947-1948 Antarctic Expedition, I-VI. Proc. U.S. natn. Mus. 105:221-317.
- THORNELY, L. R. 1924. Polyzoa. Sci. Rep. Australasian Antarctic Exp. 1911-1914. Ser. C. Zool. Bot., 6 (6): 1-23.
- WATERS, A. W. 1904. Bryozoa. Expedition Antarctique Belge. Result. Voyage S. Y. Belgica (Zool.) 1904:1-113.
- WINSTON, J. E. 1983. Pattern of growth, reproduction and mortality in bryozoans from the Ross Sea, Antarctica. Bull. mar. Sci. 33:688-702.
- ZABALA, M., OREJAS, C. & V. ALVA. 1997. Bryozoans of the Weddell sea. In: W. ARNTZ & J. GUTT (Eds.). The Expedition Antarktis XIII/3 (EASIZ I) of "Polarstern" to the eastern Weddell Sea in 1996. Berichte zur Polar-forschung, 249:53-61, 129-142.

Fecha de aceptación: 28.02.2000

Fecha de publicación: 30.06.2000

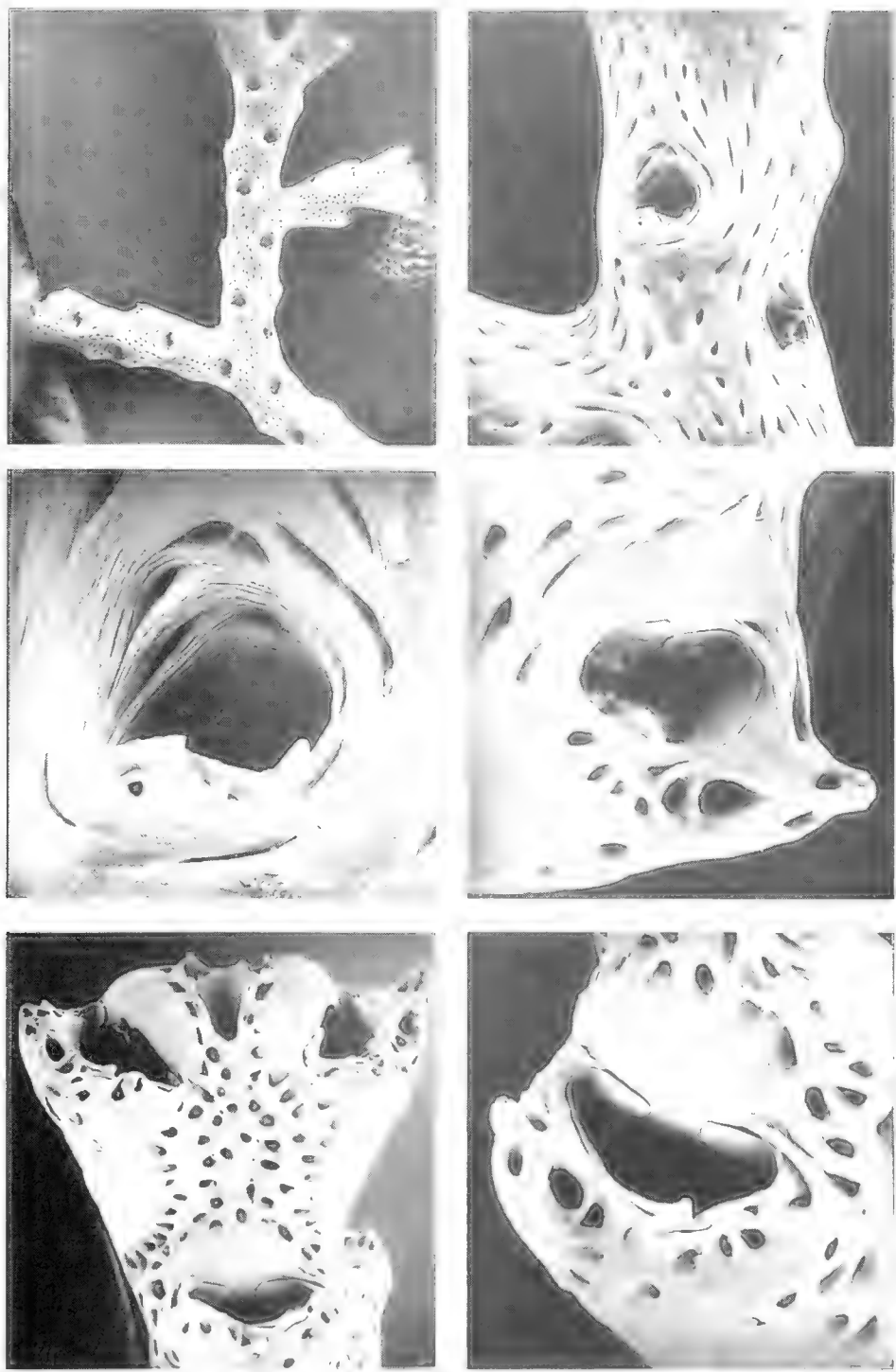


PLATE I. *Sclerodanus denticulatus* (Busk 1884). 1. A ramified zoarium. x 15. 2. Zoarial frontal view showing the reticulate surface of older zoarial heavily calcified basal parts of the colony. x 60. 3. Suboral avicularium becoming orally internal with increasing calcification. x 210. 4. Upper view of the oral complex showing an avicularium and two umbos. x 180. 5. Terminal ovicellated zooecia of a young zoarial branch still not fully calcified. x 72. 6. Upper view of the proximal zooid of fig. 5. x 165.

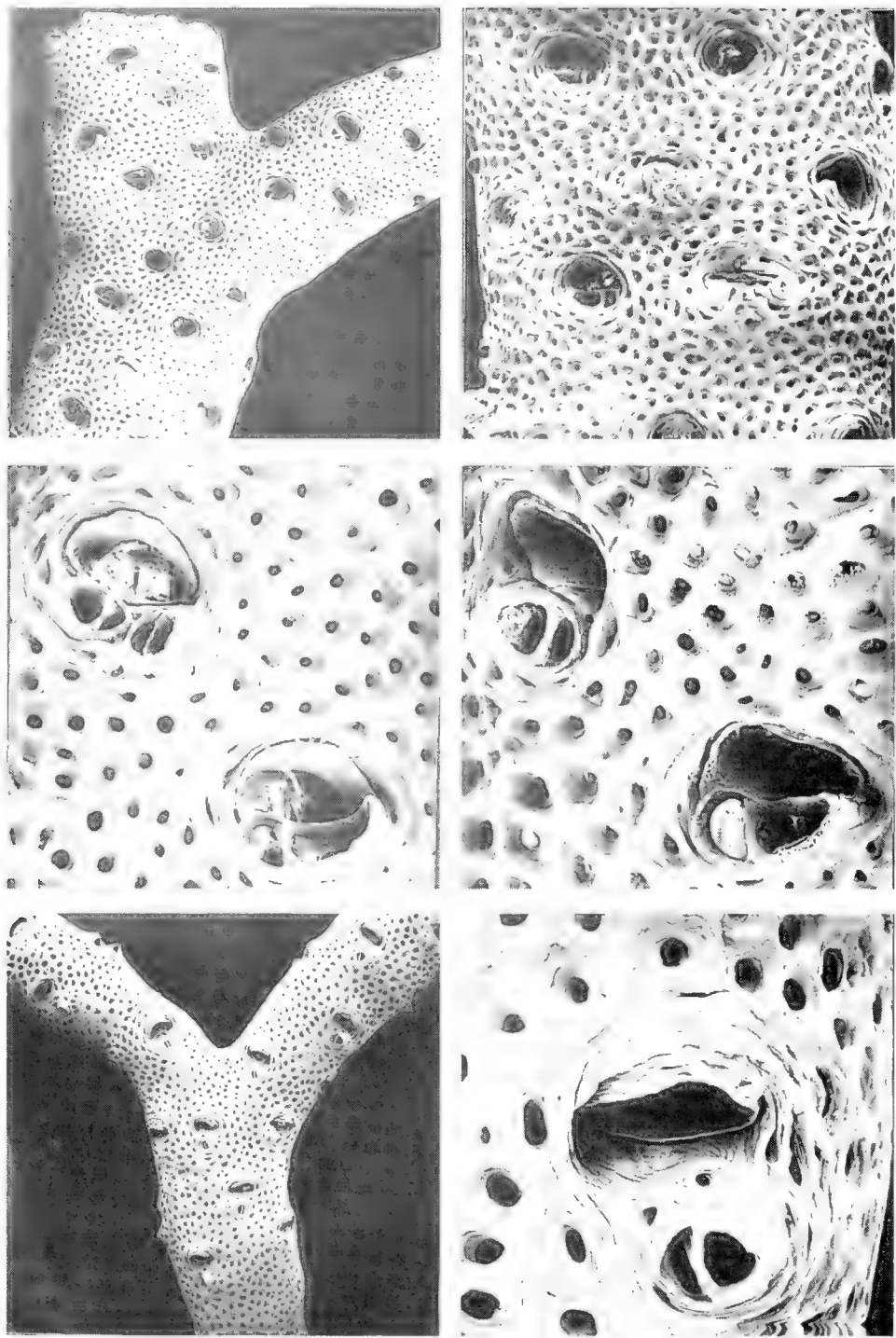


PLATE II. *Cellarinella stellaepolaris* sp. n. 1. A cylindrical stem dichotomically divided. Note that it is more robust and that has more zoois per whorl that a similar stem of *C. foveolata* in fig. 5. x 15. 2. A closer view of the basal part of fig. 1. Two central zoois show a produced proximal oral border characterizing ovicellated zoois. x 30. 3. Two oral apertures with the two types of avicularia defining this species. At left the smaller more elliptical one and at right the larger and hooked one. x 72. 4. Another example of the two avicularian types. x 85. *Cellarinella foveolata* Waters, 1904. 5. A cylindrical stem dichotomically divided. x 15. 6. Oral aperture and suboral avicularium. x 120.

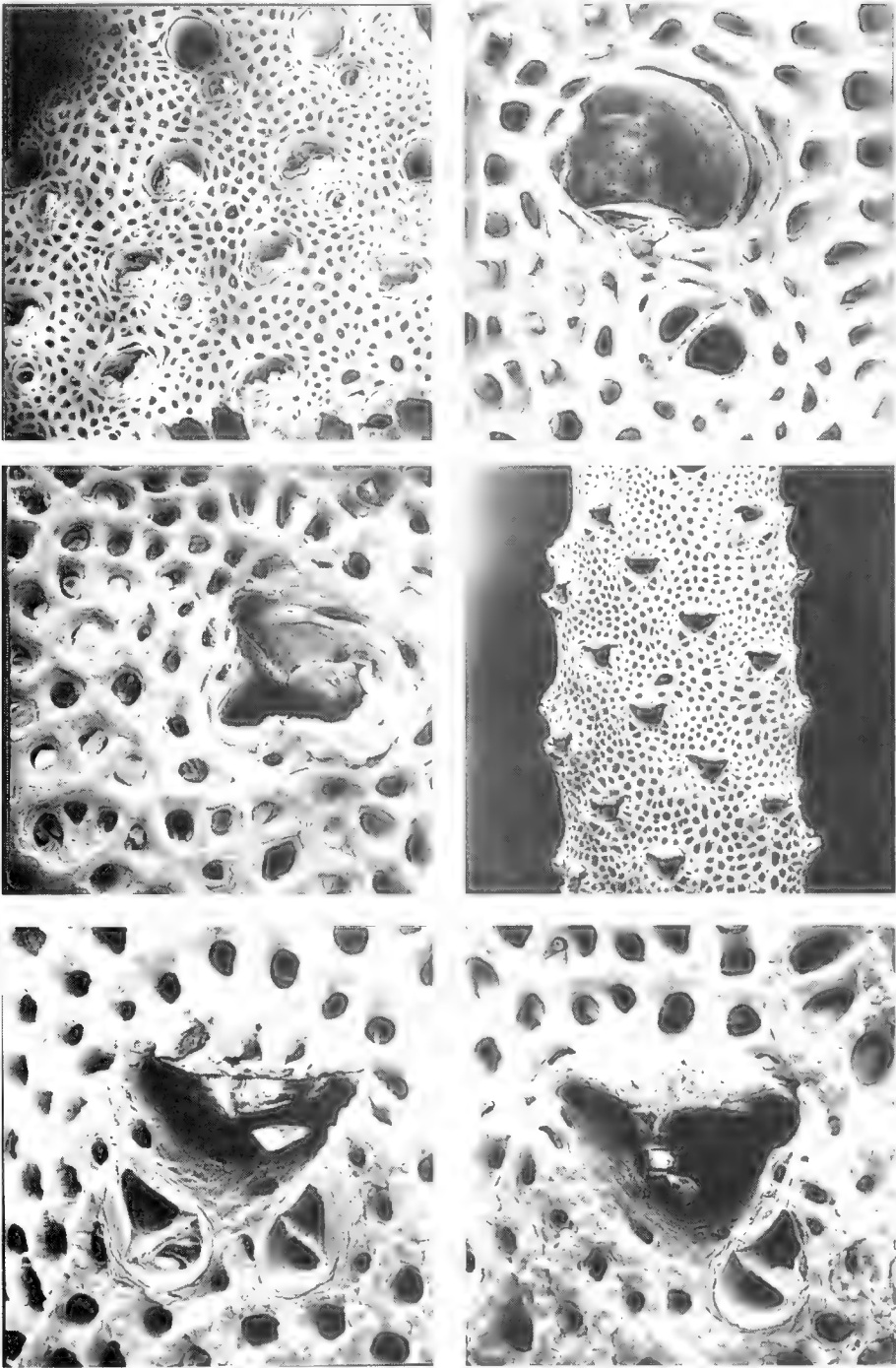


PLATE III. *Cellarinella edita* Hayward & Ryland, 1991. 1. Frontal view of an ovicellated zoarium. Note the produced proximal apertural part of some zooids. x 25. 2. Oral aperture and the proximo-laterally directed oval avicularium. x 90. 3. A distorted ovicellated zooidal aperture caused by an internal avicularium. In this case the lateral left swelling marks the avicularian chamber. x 85. *Cellarinella njegovanae* Rogick, 1956. 4. A slender stem. x 20. 5. Zooidal aperture with the two latero-distally directed triangular acute avicularia. x 120. 6. A less frequent case of a zooid with only one external aviculariu. x 120.

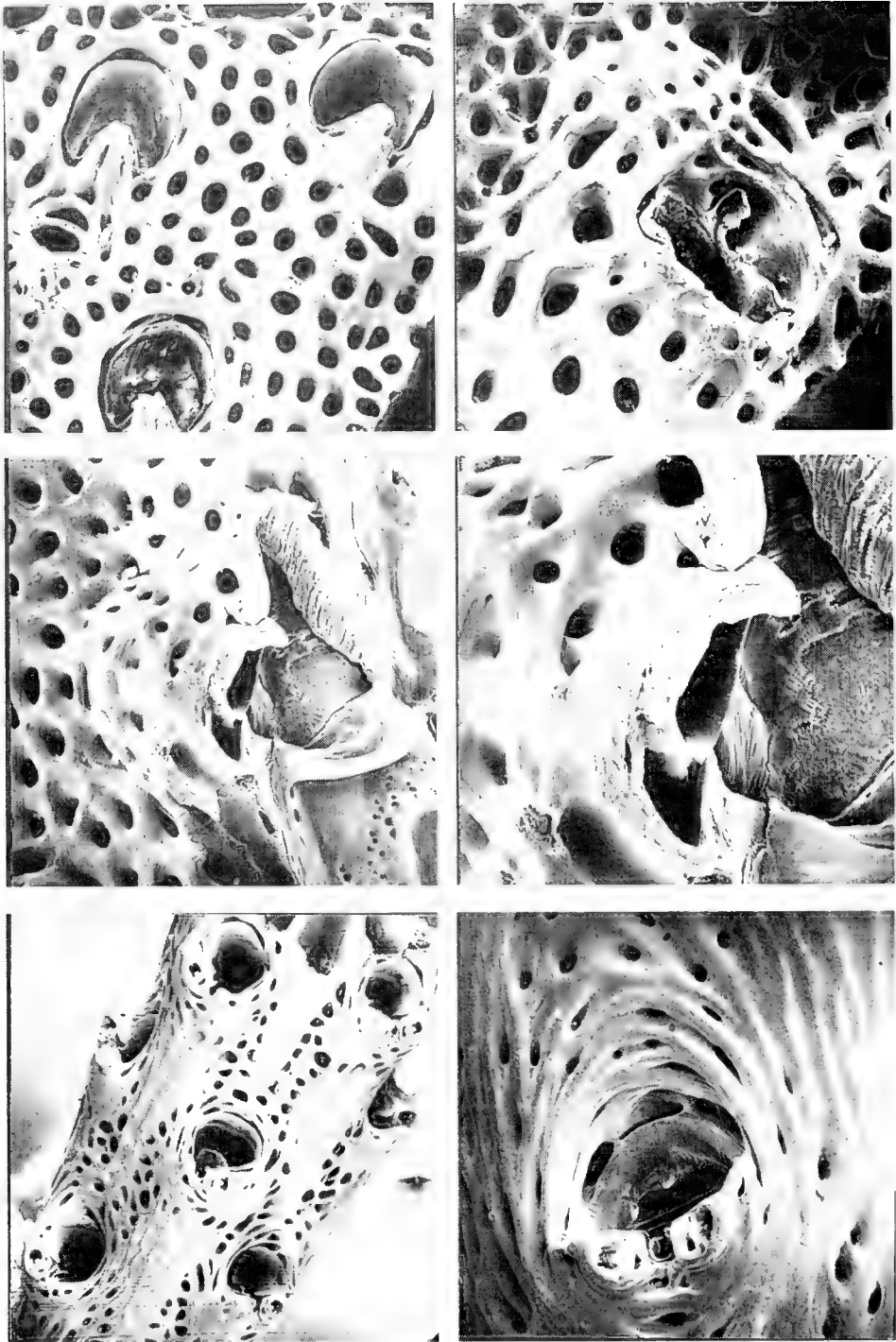


PLATE IV. *Cellarinella latilaminata* Moyano, 1974. 1. Infertile zooids showing sub-central umbos and an oval proximo-laterally directed avicularium. x 60. 2. A distorted aperture of an ovicellated zooid showing a latero-distal inflation marking the existence of an internal avicularium. x 60. 3. Lateral-oblique view of the oral complex of a broken fertile zooid showing the internal avicularium. x 75. 4. Close-up of the internal hooked avicularium pointing distally. x 150. *Cellarinella dubia* Waters, 1904. 5. Distal end of a young little calcified zoarium. Each zooid has two small umbos and one avicularium. x 40. 6. Oral aperture of an infertile zooid having two symmetrical avicularia delimiting a medial proximal notch. x 120.

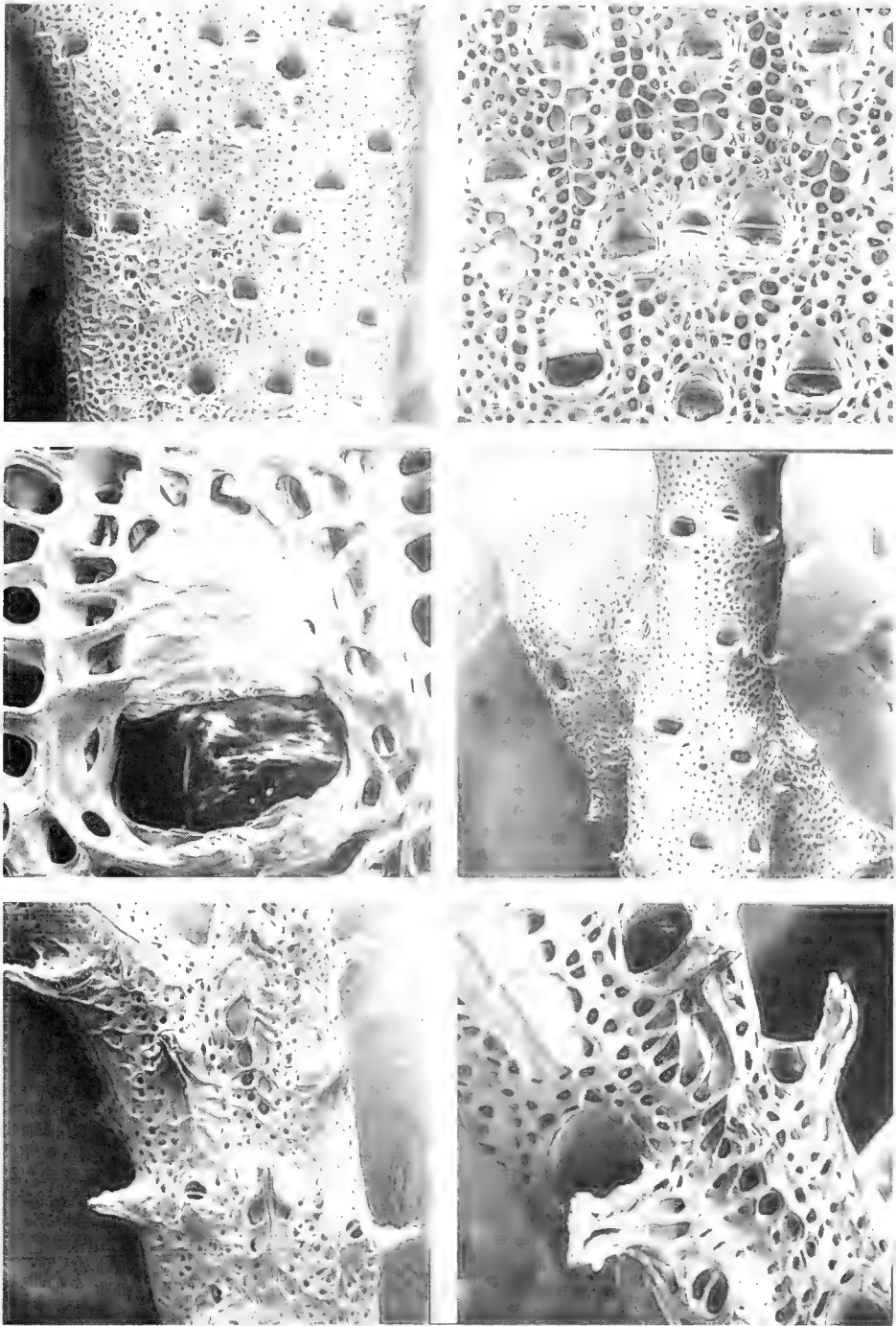


PLATE V. *Cellarinelloides crassus* Moyano, 1970. 1. Frontal view of an old and well calcified zoarium. x 10. 2. Frontal view of a young reticulate zoarium showing an ovicell and a middle-frontal avicularium. x 20. 3. Young ovicell not yet immersed in the reticulate calcification. x 80. 4. Cylindrical specimen partially cemented to a slender flat fully calcified specimen. x 12. 5. Cylindrical specimen with prominent umbo or labial denticle issuing from the proximal apertural border. x 20. 6. Another cylindrical specimen with a strong suboral denticle and frontal elliptical avicularium. x 40.

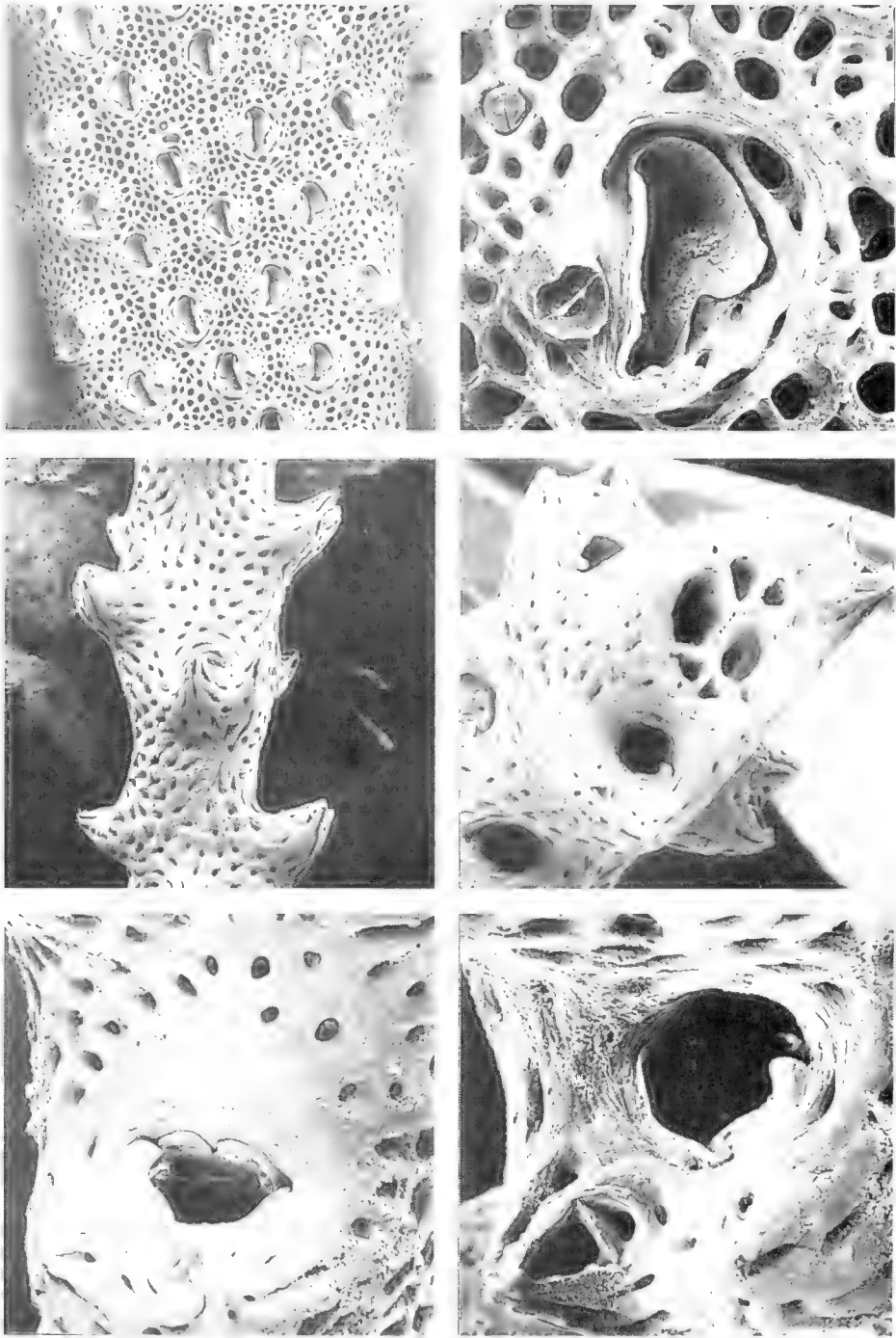


PLATE VI. *Systemopora contracta* Waters, 1904. 1. Frontal view of a not fully calcified specimen. x 25. 2. Detail of a zoecial aperture encircled by four small avicularia. x 110. *Cellarinella laytoni* Rogick, 1956. 3. Frontal view of a cylindrical-hispid zoarial branch. Note the biumbonate proximal produced part of the aperture. x 30. 4. View of a broken branch tip from above showing the bimucronate (having two umbos) zooids. x 45. 5. Ovicellated zooid. Opposing the avicularium associated with right umbo lays the diagonally placed internal avicularium whose distal hook is visible on the left corner of the aperture. x 80. 6. Oral view from above. At left the external triangular avicularium and at right the internal avicularium pointing backward and upward whose distal hook is visible. x 120.

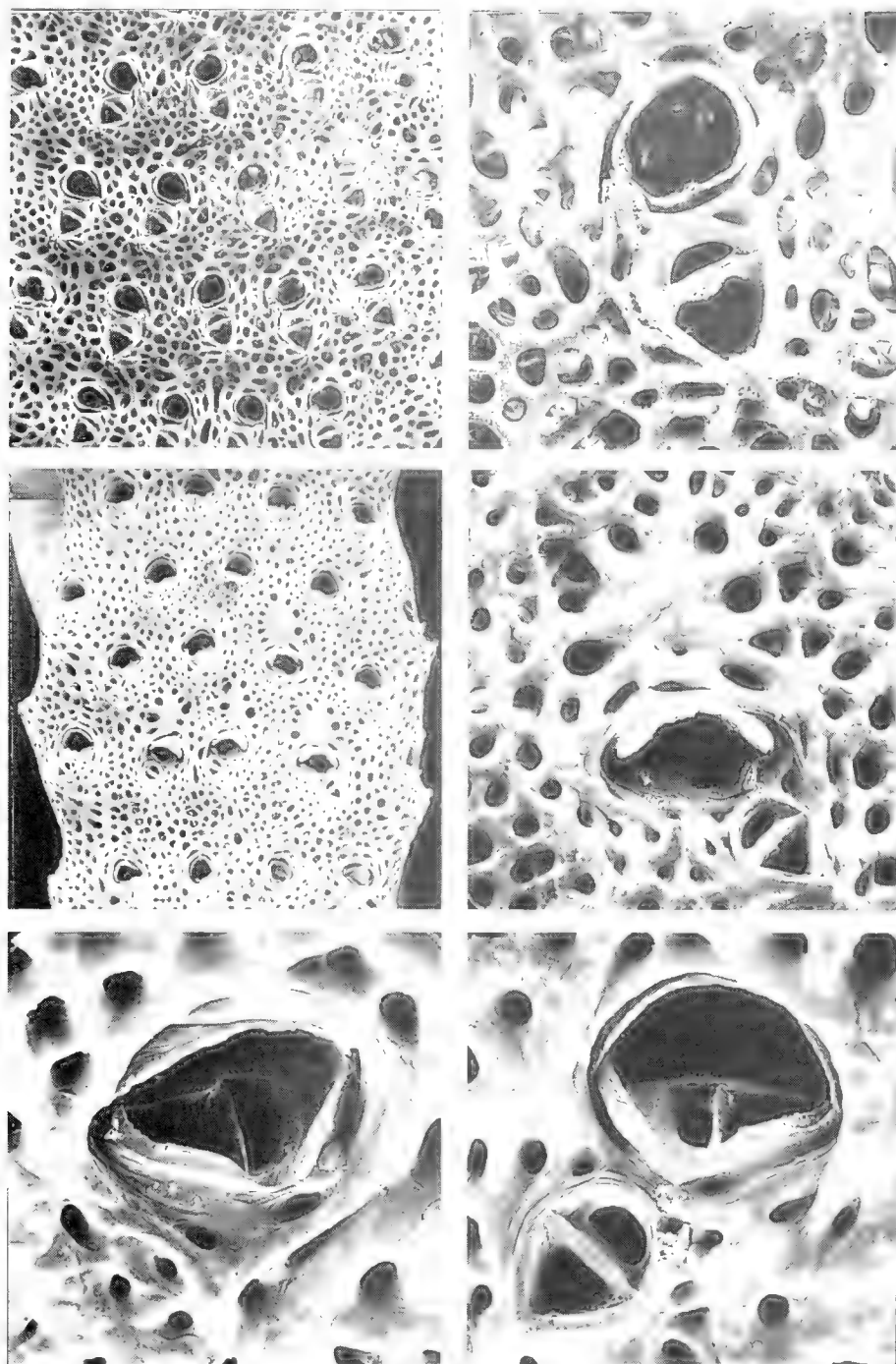
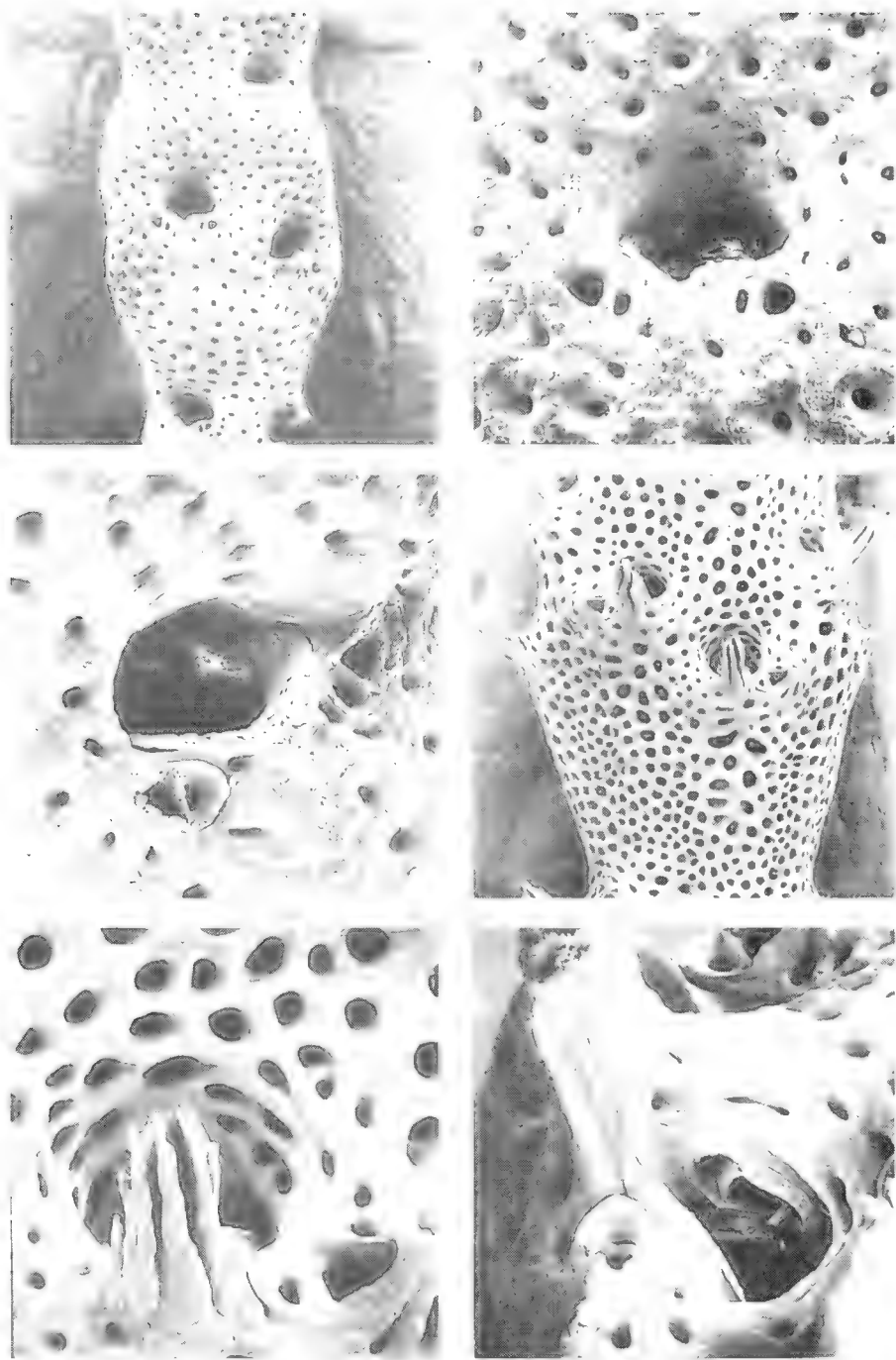


PLATE VII. *Cellarinella roigickae* Moyano, 1965. 1. Frontal view of a heavily calcified zoarium. x 25. 2. An zooidal aperture and the suboral proximal-directed triangular external avicularium. *Cellarinella nutti* Rogick 1956. 3. Frontal view of a fully calcified specimen showing four ovicellated zooids in the central area. x 21. 4. Aperture of a reproductive zooid showing the distal visor-like calcareous extension, the distal ovicelar area delimited by larger radially situated pores, and the proximal laterally-directed avicularium. x 95. 5. Aperture of a terminal young zooid lacking the external avicularium but showing the internal horizontal triangular avicularium. x 200. 6. Aperture (from above) of a young zooid exhibiting the external and the internal avicularia. x 200.



Pl. VIII. *Cellarinella weddelli* sp. n. 1. Frontal view of a fully calcified nodulate zoarial twig, x 25. 2. Oral view of a non-reproductive zooid showing the immersed aperture and the two laterally-directed triangular twin avicularia, x 80. 3. Oblique oral view of a non-reproductive zooid showing the lack of medial sinus which is present in *C. dubia*. The actual structure between both avicularia is a low umbo which is eroded in the photographed specimen, x 100. *Cellarinella nodulata* Waters, 1904. 4. Frontal view of a cylindrical nodulated and hispid branch. Note the robust protruding umbos, x 25. 5. Close-up of an aperture showing the striated umbo and the external avicularium, x 100. 6. Oral view from above. Opposing the external avicularium lays the internal backward directed avicularium on one side of the pear-shaped aperture, x 90.

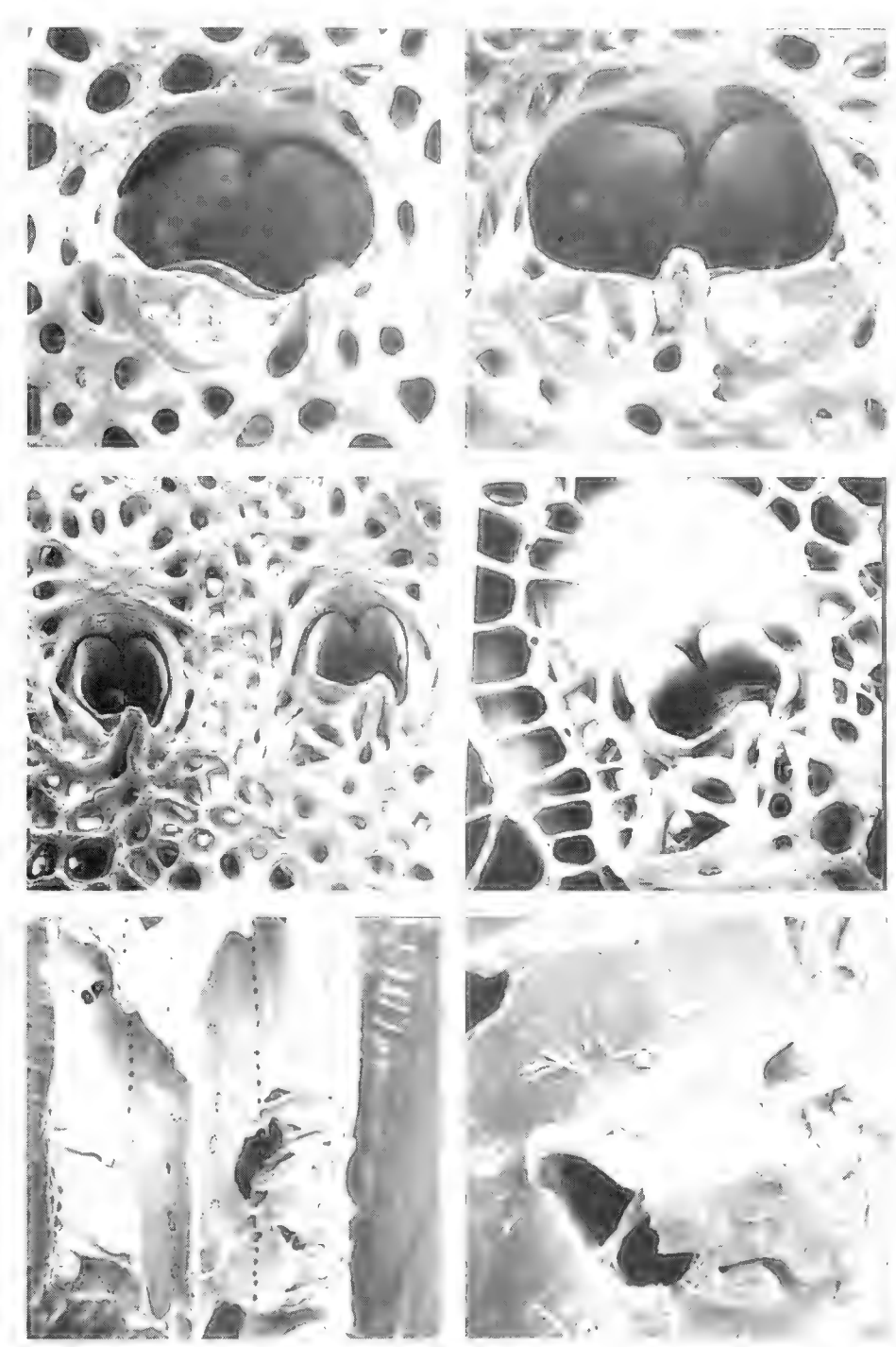


PLATE IX. *Cellarinella watersi* Calvet, 1909. 1. Normal aperture of an autozooid showing an external almost horizontal avicularium and a lateral umbo (at right in the photograph). x 120. 2. An uncommon aperture with twin avicularia developed at both sides of a central umbo. x 145. *Cellarinella rogickae* Moyano, 1965. 3. Two ovicellated zooids: the one at left lacking the external avicularium and with a more developed ovicell. Note the heart-like apertural rim of reproductive zooids characteristic of this species. x 80. 4. Ovicellated zooid in the initial stages of the increasing reticular calcification. x 95. 5. Longitudinal section of zoarium showing its bilaminar structure and two internal oblique-transversal avicularia not visible from outside. x 35. 6. Close-up of the internal avicularium of the right zooid of fig. 5. x 200.

POTENCIAL ECONOMICO DE LA PESCA RECREACIONAL EN ARGENTINA: UNA FORMA DE PESCA ARTESANAL POCO CONOCIDA Y SU POSIBLE IMPACTO EN ECONOMIAS REGIONALES DE PAISES NO DESARROLLADOS

ECONOMIC POTENTIAL OF SPORT FISHING IN ARGENTINA: A NOT WELL KNOWN TYPE OF ARTISANAL FISHING AND ITS POSSIBLE IMPACT ON REGIONAL ECONOMIES OF DEVELOPPING COUNTRIES

Pablo Horacio Vigliano* y Marcelo Alonso*

RESUMEN

La pesca recreacional es definida como una forma de pesca artesanal no profesional de importancia para las economías regionales. Se analiza su potencial económico para países en vías de desarrollo en función de la información conocida para Argentina y Chile y se establecen las pautas a seguir para su establecimiento y desarrollo.

PALABRAS CLAVES: Pesquerías recreacionales, potencial económico, Argentina, Chile, países en desarrollo.

ABSTRACT

Sport fishing is defined as an artisanal non professional type of fishing of importance to local economies for developing countries. Its economic potential for Argentina and Chile is discussed based on the available information. Guidelines for its development are discussed.

KEYWORDS: Sport fishing, Economic Potential, Argentina, Chile, developing countries.

INTRODUCCION

La pesca recreacional (PR) puede ser definida como una forma de pesca artesanal no profesional, donde los ejemplares obtenidos no tienen en la mayor parte de los casos un valor económico concreto para el pescador. Los objetivos de este último varían según motivaciones y condicionantes propios que determinan la existencia de subgrupos reconocidos comúnmente como pescadores deportivos, recreacionales, extractivos y de supervivencia (Vigliano *et al.*, 1994), poseyendo como común denominador un componente de recreación. Desde el punto de vista económico la importancia de este tipo de pesquerías radica en el movimiento que en términos de valor agregado ge-

neran por requerimientos de insumos e infraestructura por parte de los pescadores y sus acompañantes.

De acuerdo a Malvestuto (1983) el valor económico global "gross economic value" de una pesquería recreacional se halla dado por: 1) los costos explícitos del Estado y servicios nacionales que contribuyen directamente con la pesquería, 2) el valor adicional que aquellas personas no pescadoras estarían dispuestas a pagar por preservar el recurso, 3) el gasto total actual de los pescadores en términos de licencias, cuotas, equipos, costos de viaje, guías, etc. y 4) el valor sobre los gastos actuales que los pescadores estarían dispuestos a pagar. Los dos primeros componentes contribuyen al valor económico estatal o regional y los otros dos hacen referencia a la cantidad que la gente esta dispuesta a pagar para pescar.

En los países desarrollados el movimiento económico generado por las pesquerías recreacionales ha llevado a que las mismas sean intensamente estudiadas y manejadas. La Tabla I resume estimacio-

*Centro Regional Universitario Bariloche, Universidad Nacional del Comahue. Quintral 1250. (8400) Bariloche, Río Negro, Argentina. E-mail: pviglia@crub.uncoma.edu.ar

ciones de movimientos económicos para países desarrollados entre 1979 y 1996. Es probable que el estudio que brinde la mayor perspectiva sobre la importancia de la pesca recreacional como generador de movimiento económico sea el de Maharaj y Carpenter (1996), donde a partir de evaluaciones para cada estado se establece el impacto económico de la pesca recreacional para los Estados Unidos en 1996 y se lo compara con el de 1991 (Tabla I). Noble (1983), basándose en los gastos de los pescadores y en estimaciones del valor económico de las pesquerías recreacionales de Estados Unidos y Canadá, sostiene que el valor económico de éstas excede al de las comerciales, en marcado contraste con las de Asia, África y Sudamérica, donde el manejo de lagos y represas se halla orientado hacia pesquerías comerciales y/o Acuicultura.

La pesca recreacional en la República Argentina y en Chile ha sido poco estudiada y menos aun manejada. Esto se debe en gran parte a que la misma es considerada errónea y mayormente como una actividad pasatiempista, cuando en realidad involucra numerosos factores económicos, sociológicos y biológicos. Los operadores políticos se hallan escasamente informados sobre los alcances de la actividad y su potencial como fuente generadora de movimiento económico, mientras que el estamento científico tiende a ignorar el tema en favor de otros considerados más serios. Ambos hechos se conjugan para que cualquier estudio o medida emprendida tenga un carácter puntual y carezca de la necesaria continuidad en el tiempo como para obtener resultados satisfactorios.

En el campo económico no existen estimaciones globales profesionales del movimiento generado por la actividad ni en Argentina ni en Chile.

El presente trabajo tiene por objeto analizar el potencial económico de la PR, en base a la información existente sobre este tipo de pesquerías en Argentina y Chile y el posible impacto económico en las economías regionales en países no desarrollados.

RESULTADOS Y DISCUSION

EL CASO DE ARGENTINA

En Argentina estudios preliminares (Grosman, 1992, Vigliano & Lippolt, 1991a, 1991b, Vigliano *et al.*, 1994, Vigliano & Grosman, 1996, Vigliano,

1997) demuestran que la actividad presenta, en términos de grupos humanos y requerimientos de los mismos, estructuras tan complejas como las de los países desarrollados. Los usuarios responsables de la mayor parte del movimiento económico generado son argentinos de clase media. Tan sólo una pequeña fracción de los pescadores son de clase alta o extranjeros, esto probablemente también sea cierto para Chile y otros países de América Latina. El movimiento económico global generado para la Argentina es desconocido, existiendo sin embargo casos concretos que indican que las pesquerías recreacionales para ciertas regiones generan un beneficio económico considerable. En este sentido del sinnúmero de pesquerías recreacionales de Argentina son de destacar: la marítima de la provincia de Buenos Aires ya sea que se pesque desde la costa o en pequeñas embarcaciones que permanecen a la vista de la misma, la de las cuencas de los ríos Paraná y de La Plata y la de salmónidos de la Patagonia.

A modo de ejemplo consideremos cuatro casos de complejidad creciente:

El kilo de dorado (*Salminus maxillosus*, Valenciennes, 1850) en San Carlos de Bariloche, provincia de Río Negro, a unos 2.000 km del lugar de pesca, tiene un costo de mostrador de 5 dólares. Basándonos en los costos de los servicios de pesca en las provincias de Corrientes, Entre Ríos o Misiones el costo para el pescador recreacional que se desplace desde otras provincias se halla por encima de los 100 dólares por kilo, dependiendo la cifra final de la cantidad y tamaño de las capturas realizadas.

El movimiento económico generado por la pesca recreacional del pejerrey (*Odontesthes bonaeriensis*, Cuvier y Valenciennes, 1835) en la ciudad de Azul (Pcia. de Buenos Aires) ronda los 700.000 dólares anuales (Grosman, 1992). En este caso se trata mayormente de pescadores locales y de la provincia de Buenos Aires que viajan hacia determinados cuerpos de agua cercanos a la ciudad de Azul con el fin exclusivo de la pesca de esta especie. La pregunta que cabe hacerse es cuanto será el movimiento económico de este tipo de pesca en toda la provincia. Si bien no hay una estimación directa el hecho de que numerosos establecimientos antes exclusivamente ganaderos hayan abierto sus lagunas a los pescadores recreacionales e incluso alquilen parte de sus instalaciones para pernocte da una idea de la importancia relativa de la actividad.

La producción por cultivo de salmónidos en Argentina ronda las 600 toneladas anuales que a un precio promedio de 10 dólares por kilo implica un movimiento global de 6.000.000 de dólares. Por contraste, la pesquería recreacional en el área de San Carlos de Bariloche genera un movimiento del orden de los 8.000.000 de dólares, el cual depende en un 99 % de los pescadores locales y el turismo nacional (Vigliano, 1997). Por otra parte, 13 "lodge" o cabañas distribuidas a lo largo de la Patagonia que operan principalmente sobre la base de pescadores norteamericanos, que ocuparon el 50 % de su capacidad, generaron durante la temporada 1992/1993 un movimiento del orden de los 2.733.000 dólares. En términos de los extranjeros, que en su mayor parte son pescadores con mosca, éstos totalizaron unas 4.120 pescador/noches de hotelería durante dicha temporada. Si consideramos que unos 60.000 pescadores norteamericanos viajan a distintas partes del mundo cada año para practicar la actividad y hacen uso de 455.000 pescador/noches en el proceso, esto implica que la Patagonia Argentina captó, en esa temporada, tan sólo el 0,9% del mercado norteamericano potencial (Vigliano, 1997).

De acuerdo con Urzúa Vergara (1992) y sobre la base de la tendencia histórica de venta de licencias y datos de turismo en la cuenca binacional del Puelo, se proyecta un ingreso por pesca recreacional que va desde los 224.000 dólares para 1995 a 595.040 dólares en el 2020.

El río Chimihiuin en la provincia del Neuquén es considerado un pesquero de clase mundial, habiéndose estimado que el mismo genera más de 7,5 millones de dólares anuales en concepto de utilidades, con un valor de capital del orden de los 34,5 millones de dólares (Urbansky, 1999).

Si bien no existen estudios específicos al respecto, parece existir una tendencia de incremento en la demanda y oferta de servicios vinculados a la pesca recreacional. Prueba indirecta de ello se puede obtener al examinar las principales revistas vinculadas al deporte y contabilizar el número de artículos de pesca por edición, así como el número de servicios relacionados ofrecidos. Se podrá entonces comprobar un promedio de costos de 150 dólares por día por pescador para servicios que van desde guías de pesca individuales a tours populares o altamente sofisticados.

En la actualidad hay en Argentina una demanda creciente de manejo en torno a ciertas pesquerías tradicionalmente establecidas en una región dada.

Las mismas se generan a partir de grupos de pescadores o entes oficiales preocupados por una disminución de la calidad de pesca. Ambos grupos por lo general requieren respuestas y resultados a corto plazo. Dicha demanda por lo general no se ve satisfecha debido a la falta de definiciones claras en cuanto a qué se pretende y a la falta de información de base confiable sobre las pesquerías en cuestión. Esto lleva a que las estrategias de manejo sean en el mejor de los casos reflejo de lo realizado para pesquerías similares en otras partes del mundo. Esta estrategia es desaconsejable a largo plazo, ya que no toma en cuenta las características particulares de los ambientes, las pesquerías y las poblaciones de peces locales.

EL CASO DE CHILE

A la fecha no existen evaluaciones económicas sobre las posibles pesquerías recreacionales de Chile, sin embargo este país cuenta con una considerable PR de salmónidos. Esta se halla basada al igual que en Argentina en el establecimiento exitoso de poblaciones naturales. Las PR establecidas cuentan con las mismas especies que Argentina (*O. mykiss* (Walbaum, 1792)), *S. salar* Linnaeus 1758, *S. trutta* Linnaeus, 1758, *Salvelinus fontinalis* (Mitchill, 1815)) y aquéllas provenientes de la introducción para su cultivo, tales como el salmón Chinook (*O. tshawytscha* (Walbaum, 1792)), el salmón plateado (*O. kisutch* (Walbaum, 1792)) y el salmón cereza (*O. masou* (Brevoort, 1856)). Este tipo de actividad permitió el establecimiento de una PR considerable subsidiada por los escapes provenientes de las actividades de piscicultura. El movimiento económico global generado por la PR en Chile es desconocido y probablemente muy inferior al que genera la pesca artesanal profesional en ese país, sin embargo podemos tomar como indicadores de su importancia los siguientes casos:

En los últimos años ha habido un incremento de la oferta de servicios exclusivos para pescadores en las revistas especializadas de Argentina (Weekend, Aire y Sol, Acción de Punta), Chile (Caza y Pesca) y Estados Unidos (Fly Fishermen, Fly Tying), así como de artículos referentes a los distintos ríos y/o lagos.

El número de argentinos que planifican sus vacaciones de pesca incluyendo un cruce desde los pesqueros de la Patagonia Argentina a los de Chile es cada vez mayor. Esto aparentemente se debe a la existencia de excelentes pesqueros y la posibilidad

de cobrar ejemplares de especies no presentes en Argentina. Lo antes mencionado ha llevado a que diversos operadores turísticos de ambos países ofrezcan paquetes específicos con tours de pesca a ambos lados de la cordillera. A modo de ilustración un tour de una semana al río Pescado en Chile organizado desde la ciudad de San Carlos de Bariloche, Argentina, ronda los 2.000 dólares.

Existen acercamientos por parte de las autoridades vinculadas al tema a ambos lados de la cordillera con miras al desarrollo de políticas y estrategias comunes en las cuencas compartidas, así como trabajos iniciales que toman en cuenta el planeamiento conjunto de las cuencas binacionales (Urzúa Vergara, 1992).

ESTRATEGIAS PARA EL DESARROLLO DE LA PESCA RECREACIONAL

En el análisis del potencial económico de las PR es necesario considerar no sólo cuál es la oferta en términos de especies y recurso ambiental, sino también a qué grupos socioeconómicos pertenecen los actuales y potenciales usuarios del recurso. El movimiento económico generado en una región dada dependerá de las proporciones de estos grupos que se dediquen a la actividad.

En los países desarrollados el movimiento económico observado (Tabla I) está dado por una clase media y alta con un poder adquisitivo mayor que el de sus contrapartidas en Argentina y Chile. Estos grupos no sólo tienen la posibilidad de pescar en sus lugares de origen sino de desplazarse a países vecinos.

Las diferencias socioeconómicas y de poder adquisitivo entre los países desarrollados y los en vías de desarrollo hacen difícil que la PR alcance dimensiones económicas equivalentes. Sin embargo, la PR podría tener importancia como fuente de trabajo generadora de movimiento económico a nivel regional. En algunos casos esto podría deberse al propio turismo de pesca interno y en otros a la afluencia de pescadores extranjeros. De acuerdo al ejemplo mencionado en relación con las cabañas especializadas de la Patagonia Argentina, cada uno por ciento que se lograra capturar del mercado potencial de pescadores norteamericanos que viajan al extranjero implicaría un incremento aproximado para la zona del orden de 3 millones de dólares. Existen en América Latina numerosas pesquerías actuales y/o potenciales tanto de agua dulce como

marina capaces de atraer a pescadores de elevado poder económico. Ejemplo de ello son no sólo las pesquerías de agua dulce aprovechadas hasta la fecha tales como las mencionadas y las marítimas de marlín, pez vela, atún, wahoo, dolphin y tiburones entre otras, sino también el potencial virtualmente desconocido de las cuencas del Amazonas y Orinoco. Todas ellas poseen el suficiente atractivo en cuanto a especies, paisaje y aventura como para atraer al sector más exigente del mercado internacional.

Cabe considerar además que el establecimiento y desarrollo de la PR puede realizarse de tal forma que el movimiento económico generado se distribuya lo más ampliamente posible en la zona de pesca con el consiguiente efecto multiplicador. Ejemplo de esto son el entrenamiento y empleo como guías de pesca de los pobladores locales, que conocen los ríos y/o lagos por el carácter de subsistencia que han revestido para ellos, y el aumento del valor agregado por el incremento de servicios ofrecidos en los sitios de pesca.

Es común en este punto que numerosos operadores pretendan salir a ofrecer las bondades de la pesca recreacional sin tomar en cuenta que estamos hablando de sistemas altamente dinámicos sobre los que se sabe poco. Un aumento desmesurado de la presión de pesca producido bajo la influencia de campañas publicitarias masivas, como han sugerido algunos operadores políticos, podría causar más daño que bien. Se debe comprender que hasta hace relativamente poco en Argentina, Chile y probablemente otros países de América Latina la actividad se extendía por una suerte de tradición oral entre los pescadores. Esto sumado a la amplitud geográfica protegía en la mayor parte de los casos al recurso, el cual no sólo comprende a los peces, sino también a la calidad escénica, la privacidad y/o exclusividad del sitio, etc. Una afluencia de pescadores no planificada podría superar la capacidad biológica de algunas pesquerías y/o llevar a la pérdida del mercado al ofrecer un recurso disminuido, alterado o inexistente.

A lo antes mencionado se debe sumar el aumento natural de las poblaciones humanas y los problemas que ello conlleva, los grandes emprendimientos de ingeniería que modifican y alteran el régimen y características de las cuencas, así como la difusión de la actividad por los medios gráficos y televisivos nacionales y extranjeros. Estos son todos factores que inciden sobre las

pesquerías recreacionales y que de nos ser tomados en cuenta en forma apropiada pueden llevar al fracaso de un proyecto de desarrollo económico basado en la pesca recreacional. El desafío para el futuro consiste en convencer y educar a los operadores políticos y al estamento científico de que la pesca recreacional es un recurso sustentable susceptible de manejo. El mismo puede ser de importancia para determinadas economías regionales, pero esto implica un desarrollo planificado de acuerdo a políticas de manejo concretas y sostenidas en el tiempo.

A fin de establecer dichas políticas y las estrategias de manejo apropiadas es necesario un conocimiento de base mínimo como para definir: 1) oferta del recurso (especies, capacidades biológicas de las mismas, diversidad de ambientes, etc.), 2) grupos de usuarios actuales y potenciales sobre la base de la oferta real del recurso, 3) grupos de usuarios potenciales si se modifica la oferta del recurso, y evaluación de los costos operativos y ambientales de dicho cambio, 4) identificación de usos no vinculados a la pesca que pudieran entrar en conflicto con las políticas a establecer y la relación costos/beneficios de implementar unas u otras y 5) evaluación económica, costos/beneficios de la implementación de una determinada política en relación al recurso. Sobre la base de la información antes mencionada se podría entonces definir: a) la política rectora del manejo (conservacionista, económica, recreacional orientada hacia los pescadores locales, el turismo nacional o internacional, etc.), b) objetivos generales y c) estrategias de manejo para cumplimentar a y b.

Es obvio que un esquema como el propuesto requiere de la interacción tanto de entes oficiales de gestión, investigación y aplicación como de organizaciones intermedias que permitan el establecimiento de políticas conjuntas y estrategias de investigación y manejo a largo plazo. La existencia de cuencas o recursos compartidos con otros países implica la necesidad de un estudio y manejo coordinado entre los organismos competentes de los países involucrados. Como ejemplo consideremos la pesquería de dorados, surubí, patí etc., de la cuenca parano-platense compartida por Paraguay y Argentina. La falta de regulación en el primero de los dos países hace que las medidas tomadas desde Argentina sean inútiles ya que los pescadores van masivamente hacia Paraguay para poder pescar

sin restricciones. El caso particular de las pesquerías de salmónidos de Argentina y Chile sería en principio más sencillo, ya que ambos países tienden a regular sus pesquerías y por la naturaleza del tipo de pesca.

BIBLIOGRAFIA

- BELL, F.W. 1983. Fisheries Economics. En: LACKEY, R.T. & L.A. NIELSEN (Eds.). Fisheries Management. Halsted Press. 197-218.
- GORDON, D., CHAPMAN, D.W. & T.C. BJORN. 1973. Economic evaluation of sport fisheries. What do they mean? Trans. Amer. Fish. Soc. 2:292-311.
- GROSMAN, F. 1992. La pesca deportiva en la ciudad de Azul cuantificación del sector. Informe Técnico N° 1. Instituto de Hidrología de Llanuras. 33pp.
- HUSKAL, L.J., WINSLOW, J.M. & D. DUTTA. 1988. Economic value of great lakes sportfishing: The case of private-boat fishing in Ohio's Lake Erie. Trans. Amer. Fish. Soc. 117:363-373.
- MAHARAJ, V. & J. CARPENTER. 1996. The 1996 economic impact of sport fishing in the United States. En: American Sport Fishing Organization(Eds.). Methods for calculating the economic impact of sportfishing in the United States. <http://www.asafishing.org/statistics/economic/methods.htm>.
- MALVESTUTO, S.P. 1983. Sampling the recreational fishery. In: LACKEY, R.T. & L.A. NIELSEN (Eds.). Fisheries Management. Halsted Press. 397-430.
- NOBLE, R.L. 1983. Management of lakes, reservoirs and streams. In: LACKEY, R.T. & L.A. NIELSEN (Eds.). Fisheries Management. Halsted Press. 265-296.
- RADFORD, A.F. 1983. The economics of the recreational Salmon fishery in the United Kingdom. CEMARE Res. Pap. 18: 21pp.
- RADFORD, A.F. & A. HATCHER. 1990. An economic evaluation of the recreational salmon fisheries in Great Britain: principles of economic evaluation and discussion of results for Wales. CEMARE Res. Pap. 42: 20pp.
- TALHEM, D.P., BISHOP, R.C., COX, K.W., SMITH, N.W., STEINNES, D.N. & A.L.W. TUOMI. 1979. Current estimates of Great Lakes fisheries values: 1979 status report. Great Lakes Fishery Commission, Ann. Arbor. Michigan.
- URBANSKY, J. 1999. Centro de Ecología Aplicada del Neuquén, Argentina. Com. Pers.
- URZÚA VERGARA, J.D. 1992. Uso múltiple de los recursos naturales de la cuenca binacional del "Puelo" (Río Negro, Chubut, X Región). Bases para una efectiva integración Argentino-Chilena. Centro de Investigación y Extensión Forestal Andino-Patagónico. 149 pp.
- VIGLIANO, P.H. 1997. Pesca Deportiva y Recreacional, un Recurso poco Conocido. En: Actas I Jornadas Nacionales y VI Regionales de Medio Ambiente. La Plata 1993 (1997). Sección 2.5:53-60.

VIGLIANO, P.H. & F. GROSMAN. 1996. Análisis comparativo entre las pesquerías recreacionales de Bariloche, Pcia. de Río Negro y de Azul, Pcia. de Buenos Aires, Argentina. Medio Ambiente, Chile.13 (1) 80 - 87.

VIGLIANO, P.H. & G. LIPPOLT. 1991a. Factibilidad de aplicación de la metodología de entrevistas "creel census" en ambientes cordilleranos de la Pcia. de Río Negro, Argentina. Actas II Congreso Internacional de Gestión en Recursos Naturales. I: 307-328. Valdivia, Chile.

VIGLIANO, P.H. & G. LIPPOLT. 1991b. El factor humano de la pesca deportiva y recreacional del lago Fonck, Pcia. de Río Negro, Argentina. Medio Ambiente, Chile 11(2): 69-78.

VIGLIANO, P.H., G. LIPPOLT, A. DENEGRI, M. ALONSO & P. MACCHI. 1994. El factor humano de la pesca deportiva y recreacional en San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina. En: Informe de avance Proyecto Manejo de Pesquerías Deportivas y Recreacionales: La Pesquería del Lago Gutiérrez, Centro Regional Universitario Bariloche, Universidad Nacional del Comahue, Argentina. 137pp.

WEITHMAN, A.S. & M.A. HAAS. 1982. Socioeconomic value of the trout fishery in lake Taneycomo, Missouri. Trans. Amer. Fish. Soc. 111: 223-230.

TABLA I. Valoración económica para diversas pesquerías recreacionales de países desarrollados.

TABLE I. Economic valuation for sport fishing in some underdeveloped countries.

País	Región	Año	Pesquería	Valor	Tipo de evaluación	Cita
Inglaterra	Río Wye	1983	Salmón	12*10 ⁶ libras	Valor capitalizado	1*
Inglaterra	Welsh NRA	1988	Salmón	30*10 ⁶ libras	Valor neto total	2*
EEUU	Idaho	1968		100*10 ⁶ dólares	Valor neto total	3*
EEUU	Grandes lagos	1979	Global	400*10 ⁶ dólares 525*10 ⁶ dólares	Gastos totales Valor económico neto	4*
EEUU	Ohio Lago Erie	1981	Global	4.6*10 ⁶ dólares	Consumer surplus	5*
EEUU	Missouri, Lago Toneycomo	1978 1979	Truchas	2.9*10 ⁶ dólares 9.9*10 ⁶ dólares	Consumer surplus Beneficio económico neto	6*
EEUU	Global	1975	Global	15.2*10 ⁹ dólares	Gastos totales	7*
EEUU	Global	1991	Global	79 *10 ⁹	Impacto económico	8*
EEUU	Global	1996	Global	108 *10 ⁹	Impacto económico	8*

1* Radford (1983), 2* Radford y Hatcher (1990), 3* Gordon *et al.* (1973), 4* Talhem *et al.* (1979), 5* Huskal *et al.* (1988), 6* Weithman y Hass (1982), 7* Bell (1983), 8* Maharaj y Carpenter (1996).

PRESENCIA Y ANTECEDENTES DEL CICLO REPRODUCTIVO DE
TRETOMPHALUS BULLOIDES (ORBIGNY, 1839) (FORAMINIFERA:
 ROSALINIDAE) EN ISLAS OCEANICAS CHILENAS *

*PRESENCE AND DATA ABOUT REPRODUCTIVE CYCLE OF
 TRETOMPHALUS BULLOIDES (ORBIGNY, 1839)
 (FORAMINIFERA: ROSALINIDAE) IN CHILEAN OCEANIC ISLANDS*

Jaime Zapata M.¹, Margarita Marchant S.M.² y Jorge Olivares M.³

RESUMEN

Tretomphalus bulloides (Orbigny, 1839) es un foraminífero hemiplanctónico en cuyo ciclo reproductivo se presenta una compleja alternancia de generaciones. El objetivo del presente trabajo es verificar la presencia de esta especie en Chile y contribuir a comprender su ciclo reproductivo.

Se extrajo sedimento desde Caleta Ovahe, Isla de Pascua (27°10'S; 109°20'W), y Bahía Cumberland, Archipiélago de Juan Fernández (33°41'S; 78°50'W), a profundidades de 1-3 m y 60 m, respectivamente. Se concluyó que las especies del género *Tretomphalus* mencionadas con anterioridad para Chile correspondían a *T. bulloides* (Orbigny). Además, esta especie tendría un ciclo reproductivo paratrimórfico de tres fases: microsérica y megalosérica bentónicas, y una fase megalosérica de breve vida planctónica. Esta alternancia dependería de los cambios estacionales que experimentaría la temperatura del agua marina en Isla de Pascua y Archipiélago de Juan Fernández.

PALABRAS CLAVES: Foraminíferos, *Tretomphalus bulloides*, reproducción, islas oceánicas chilenas.

ABSTRACT

Tretomphalus bulloides (Orbigny, 1839) is a hemiplanktonic foraminifer with complex alternation of generations in its reproductive life cycle. The aim of this study is to verify the presence of this species in Chile and to contribute to the understanding of its biological cycle.

Sediments samples from Ovahe Inlet, Easter Island (27°10'S; 109°20'W), and Cumberland Bay, Juan Fernandez Archipelago (33°41'S; 109°20'W), sediment was obtained at 1-3 m and 60 m of depth respectively. It was concluded that the species of *Tretomphalus* genus previously mentioned for Chile belong to *T. bulloides* (Orbigny). Furthermore, this species would have a paratrimorphic reproductive cycle, with three phases: microspheric and megalospheric benthic, and a phase of short planktonic life. This alternation would depend on the seasonally changes of the sea ocean temperature in Easter Island and Juan Fernandez Archipelago.

KEYWORDS: Foraminifera, *Tretomphalus bulloides*, reproduction, Chilean oceanic islands.

INTRODUCCION

Tretomphalus bulloides (Orbigny, 1839) es un foraminífero hemiplanctónico que posee un ciclo reproductivo con una fase bentónica y una planctónica. En Chile, la primera mención de esta especie fue hecha por Cushman & Wickenden (1929) en material extraído en Bahía Cumberland (33°41'S; 78°50'W), quienes describieron y

* Resultados parciales de Proyecto 3225/98 financiado por la Dirección de Investigación y Postgrado de la Universidad de Los Lagos.

¹ Depto. de Ciencias Básicas, Universidad de Los Lagos. Casilla 933, Osorno.

² Depto. de Zoología, Universidad de Concepción. Casilla 160-C, Concepción.

³ Depto. de Biología Marina, Universidad Católica del Norte-Coquimbo. Casilla 117, Coquimbo.

figuraron lo que consideraron el estado juvenil (gamonte megalosférico) y el estado adulto (gamonte megalosférico con última cámara globosa). Posteriormente, Cushman (1934), sobre la base del mismo material, creó la especie *Tretomphalus pacificus*. En un listado de foraminíferos bentónicos de Isla de Pascua, DiSalvo *et al.* (1988) hicieron mención de ejemplares megalosféricos con cámara globosa y los adjudicaron a *Tretomphalus clarus* Cushman, 1934.

El ciclo reproductivo de *T. bulloides* contempla una alternancia de generaciones, en la cual se reconocen tres tipos de conchillas: una microsérica y una megalosérica, ambas bentónicas, y una tercera megalosérica planctónica típica del género *Tretomphalus* (con cámara final globosa) proveniente de la metamorfosis de la megalosérica bentónica (Myers, 1943; Todd, 1971) o estado juvenil de Cushman & Wickenden (1929). En este ciclo el estado agamonte microsérico (bentónico) de conchilla grande y con numerosas cámaras, se dividiría asexualmente para originar individuos gamontes megalosféricos (bentónicos), de conchilla pequeña y con pocas cámaras, que después de enquistarse sufrirían metamorfosis hasta desarrollar en su superficie ventral una cámara globosa terminal (gamonte megalosférico pelágico) que les permitiría tener una corta vida planctónica (aproximadamente 18 horas). Durante esta fase se liberarían los gametos que luego de la fertilización devendrían en agamontes microséricos. Según Cushman & Wickenden (1929) habría un estado juvenil (gamonte megalosférico bentónico) que se metamorfosearía para formar la cámara globosa terminal e internamente una compleja cámara flotadora, pasando de este modo a constituir el individuo adulto (gamonte megalosférico pelágico).

Según Myers (1943), el inicio del desarrollo de los individuos enquistados sucedería a una temperatura igual o superior a los 18°C, esperándose que el máximo de individuos que forman la cámara globosa terminal luego de la metamorfosis, se incrementaría gradualmente a medida que se elevara la temperatura.

El contar con sedimento proveniente de Isla de Pascua y del Archipiélago de Juan Fernández llevó a plantearse como objetivos del trabajo: a) esclarecer la presencia de *Tretomphalus bulloides* en Chile insular; y b) hacer algunos alcances respecto del complejo ciclo sexual de esta especie.

MATERIALES Y METODOS

Se dispuso de seis muestras de sedimento seco (de 150 g cada una) extraídas en mayo/1994 desde Caleta Ovahe (Isla de Pascua), entre 1-3 m de profundidad; y de una muestra de 200 g de sedimento obtenida a unos 60 m de profundidad en Bahía Cumberland (Archipiélago de Juan Fernández) y ejemplares de *T. clarus* procedentes de Isla de Pascua, cedidos por DiSalvo *et al.* (1988) al autor principal del presente trabajo.

Se lavaron 100 g de sedimento de cada muestra (Caleta Ovahe y Bahía Cumberland) independientemente mediante un tamiz con abertura de malla de 0.063 mm. Una vez seco el sedimento se le añadió tetracloruro de carbono, para separar por flotación las conchillas de foraminíferos de las partículas de arena. Finalmente, las conchillas de la especie en estudio fueron extraídas, montadas en portaforaminíferos para su determinación, recuento y posterior fotografiado al microscopio electrónico de barrido de la Universidad de Concepción.

RESULTADOS Y DISCUSION

El análisis del sedimento indicó la presencia en Caleta Ovahe y Bahía Cumberland del siguiente número de ejemplares: 40 microséricos (bentónicos) (Figs. 1 y 2), 50 megalosféricos (bentónicos) (Figs. 3 y 4), 35 megalosféricos planctónicos (sedimentados) (Figs. 5-8) y 10 conchillas con las paredes umbilicales rotas, debido al desprendimiento de la cámara globosa. Lamentablemente, como sólo se contó con sedimento seco, fue imposible teñir las conchillas con rosa de Bengala para eventualmente diferenciar a los individuos vivos.

La presencia de un tubo corto de ubicación central y distal en la cámara de flotación interna (Fig. 8) es el carácter principal para reconocer a los gamontes megalosféricos pelágicos de *T. bulloides* (Banner *et al.*, 1985). De acuerdo a esto, los ejemplares de Caleta Ovahe, de Bahía Cumberland (Cushman & Wickenden, 1929; Cushman, 1934) y de Isla de Pascua (DiSalvo *et al.*, 1988) corresponden al estado de vida planctónica de la especie anteriormente mencionada.

Para Hansen & Revets (1992), *T. bulloides* no es más que un estado planctónico dentro del ciclo reproductivo de una especie bentónica desconocida

y, por lo tanto, no debería recibir un reconocimiento sistemático. Sin embargo, por el momento, en el presente trabajo se seguirá considerándola como especie válida hasta tener una mayor cantidad de antecedentes.

Entre los gamontes megalosféricos planctónicos destacaron 10 individuos pequeños en vías de desarrollo, con un reducido número de cámaras y cuya cámara globosa terminal no poseía aún los característicos poros rebordados basales ni contenía la cámara flotadora interna, característicos de la conchilla planctónica adulta, por lo que pueden considerarse como juveniles.

Lo anteriormente expuesto lleva a considerar que: a) Los individuos gamontes megalosféricos bentónicos, provenientes de una reproducción asexual de los microféricos, serían un estado adulto y no juvenil como ha sido sugerido, y que ellos no pasarían al estado planctónico; b) Los gamontes megalosféricos bentónicos capaces de enquistarse y de formar una cámara globosa para adquirir el estado adulto planctónico, serían consecuencia de esquizogénesis de los microféricos producidas de acuerdo a las condiciones de temperatura del medio.

En Isla de Pascua, la temperatura mínima superficial media fluctúa entre los 17.6-19.4°C (junio-noviembre) y no sufre gran variación entre la superficie y los 30 m de profundidad; mientras que la máxima fluctuaría entre 23.7-26.1°C (diciembre-mayo) (Datos del período 1974-1984, según Com. per. del Dr. L. DiSalvo). En el Archipiélago de Juan Fernández se han obtenido temperaturas promedios de 17.9°C en verano, 18.6°C en otoño y de 16.9°C en primavera (Cañón & Morales, 1985).

Considerando estas variaciones térmicas es posible sugerir algún grado de estacionalidad para la reproducción asexual de los agamontes microféricos. De modo que, a una temperatura de 17-20°C (invierno-primavera) los agamontes microféricos se reproducirían asexualmente para dar origen a los gamontes megalosféricos que se enquistarían y metamorfosearían hasta formar la cámara globosa que les facilitaría su corta vida planctónica y por ende la liberación de los gametos. Cuando la temperatura fuese superior a los 20°C (verano-otoño), los agamontes microféricos producirían asexualmente a los gamontes megalosféricos bentónicos ("juveniles" de Cushman & Wickenden, 1929), capaces de producir gametos que al fertilizarse se convertirán en

agamontes microféricos (Fig. 9). Tales hechos se asemejan al ciclo paratrimórfico mencionado por Mateu (1969) para los *Peneroplis*, pero que en el caso de *T. bulloides* sería de la siguiente forma: habría una alternancia de generaciones asexual esquizogónica (agamonte microférico) y otra sexual hologámica (gamonte megalosférico bentónico); pero añadiendo una generación hologámica suplementaria (gamonte megalosférico planctónico) procedente de la generación de esquizontes microféricos de la generación invernal. Esto lleva a contestar en parte la inquietud planteada por Todd (1971) del porqué las diferencias entre el enrollamiento de los estados con cámara globosa (planctónicos) de aquellos megalosféricos bentónicos ("juveniles").

CONCLUSIONES

1. Las especies del género *Tretomphalus* (*T. bulloides*, *T. clarus* y *T. pacíficus*) mencionadas con anterioridad para las islas oceánicas chilenas pertenecen a *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839).

2. La reproducción asexual de los individuos microféricos bentónicos dependería de la estacionalidad, de modo que en invierno-primavera darían origen a un tipo de gamontes megalosféricos que alcanzarían el estado planctónico y en verano-otoño a los gamontes megalosféricos de vida exclusivamente bentónica.

3. El ciclo reproductivo de *T. bulloides* estaría formado por tres generaciones: la microférica agamónica (bentónica), la megalosférica gamónica (bentónica) y la megalosférica gamónica que formaría la cámara globosa para adquirir el breve estado planctónico; es decir, el ciclo reproductivo sería del tipo paratrimórfico.

AGRADECIMIENTOS

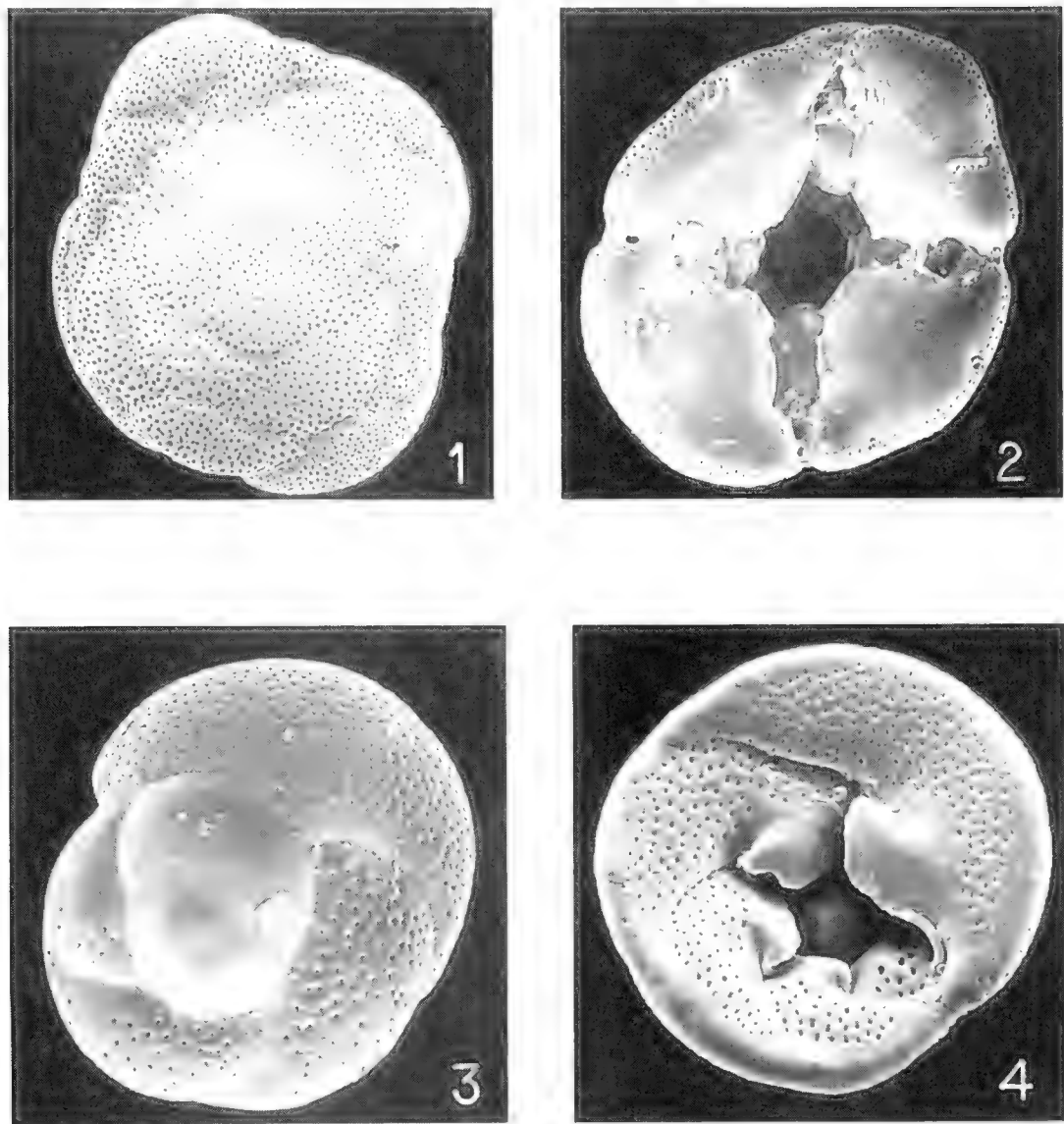
Los autores agradecen al Dr. Gonzalo Gajardo G. (Depto. Ciencias Básicas, Universidad de Los Lagos-Osorno) por la revisión del manuscrito y sus valiosas sugerencias. También agradecen al personal del Laboratorio de Microscopía Electrónica de la Universidad de Concepción por todas las facilidades otorgadas para el fotografiado de la especie en estudio.

BIBLIOGRAFIA

- BANNER, F., PIREIRA, C. & D. DESAI. 1985. "Tretomphaloid" float chambers in the Discorbidae and Cymbaloporidae. *Journal of Foraminiferal Research*, 15(3): 159-174.
- CANON, J. & E. MORALES. 1985. Geografía del Mar Chileno. Instituto Geográfico Militar 9:1-244.
- CUSHMAN, J. 1934. Notes on the genus *Tretomphalus*, with descriptions of some new species and a new genus, *Pyropilus*. *Contributions from the Cushman Laboratory for Foraminiferal Research* 10(4): 79-101.
- CUSHMAN, J. & R. WICKENDEN. 1929. Recent Foraminifera from off Juan Fernandez Islands. *Proceedings U. S. National Museum* 75 (9): 1-16.
- DISALVO, L., RANDALL, J. & A. CEA. 1988. Ecological Reconnaissance of the Easter Island Sublittoral Marine Environment. *National Geographic Research*, 4 (4): 451-473.
- HANSEN, H. & S. REVETS. 1992. A revision and reclassification of the Discorbidae, Rosalinidae, and Rotaliidae. *Journal of Foraminiferal Research* 22 (2): 166-180.
- MATEU, G. 1969. El polimorfismo ontogénico de los foraminíferos Peneroplidae en relación con la Sistemática y Filogenia de los mismos. I. Simposio Internacional de Zoofilogenia. 13-17 de octubre de 1969. Facultad de Ciencias, Universidad de Salamanca, pp. 179-189.
- MYERS, E. 1943. Biology, ecology and morphogenesis of a pelagic foraminifer. *Stanford University Publications, University Series, Biological Sciences* 9: 5-30.
- TODD, R. 1971. *Tretomphalus* (Foraminifera) from Midway. *Journal of Foraminiferal Research* 1(4): 162-169.

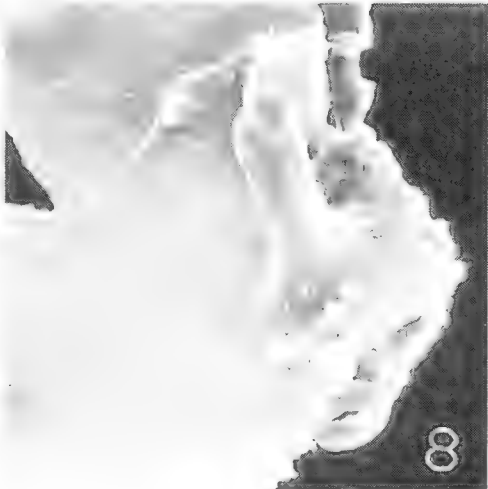
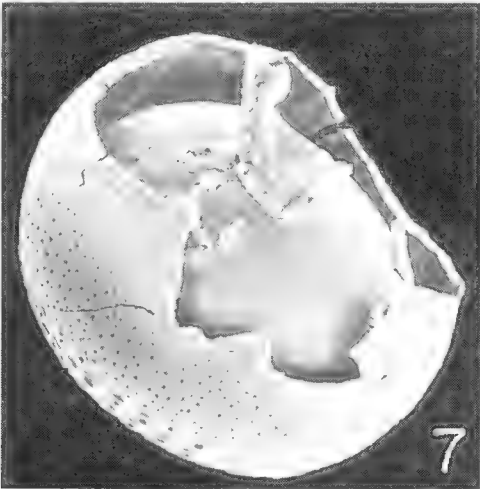
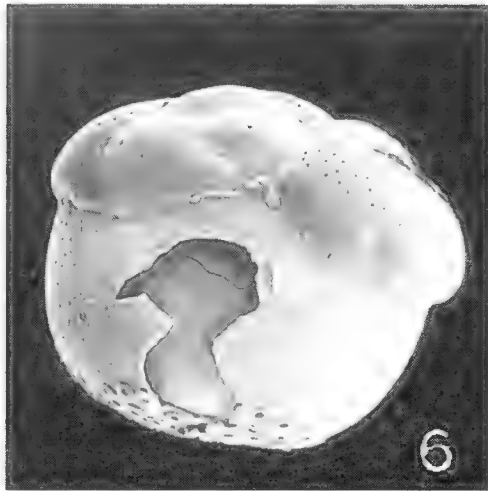
Fecha de aceptación: 18.01.1999

Fecha de publicación: 30.06.2000



FIGS. 1-4. *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839). FIG. 1: vista espiral de ejemplar microférico (144x); FIG. 2: vista umbilical de ejemplar microférico (160x); FIG. 3: vista espiral de ejemplar megalosférico bentónico (260x); FIG. 4: vista umbilical de ejemplar megalosférico bentónico (260x).

FIGS. 1-4. *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839). FIG. 1. Dorsal views of microspheric exemplar (144x); FIG. 2. Ventral view of microspheric exemplar (169x); FIG. 3. Dorsal view of megalospheric benthic exemplar (260x); FIG. 4. Ventral view of megalospheric benthic exemplar (260x).



Figs. 5-8. *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839). FIG. 5: vista lateral de ejemplar megalosférico planctónico mostrando la cámara globosa terminal (220x); FIG. 6: vista lateral de ejemplar megalosférico planctónico mostrando la cámara flotadora interna (220x); FIG. 7: vista lateral de ejemplar megalosférico planctónico con gran parte de la conchilla desprendida y mostrando la cámara flotadora interna (280x); FIG. 8: ejemplar megalosférico planctónico mostrando el tubo interno de la cámara flotadora (880x).

Figs. 5-8. *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839). FIG. 5. Side view of megalospheric planctonic exemplar showing the terminal globular chamber (220x); FIG. 6. Side view of megalospheric planctonic exemplar showing the interior float chamber (220x); FIG. 7. Side view of megalospheric planctonic with great part of the uncovetous chamber and showing the interior float chamber (280x); FIG. 8. Megalospheric planctonic exemplar showing interior tube of the float chamber (880x).

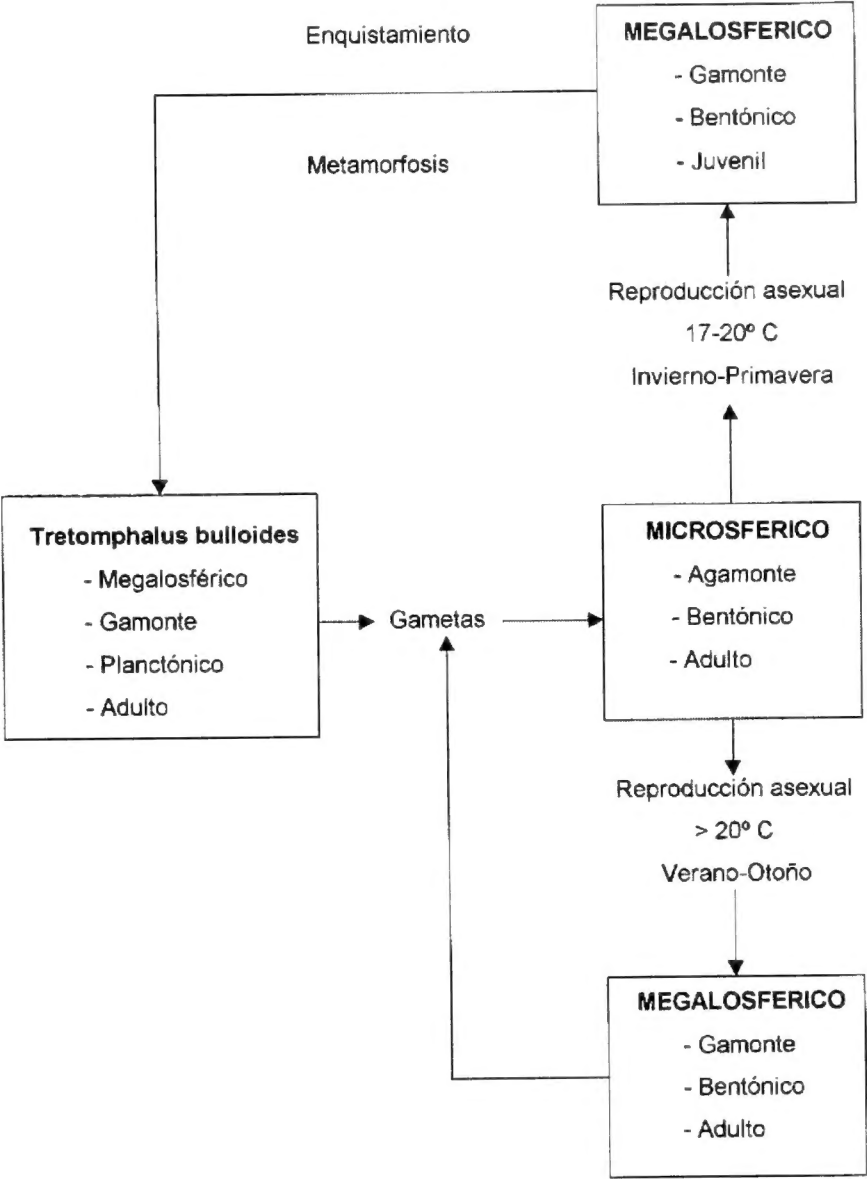


FIG. 9. Diagrama de las fases del ciclo reproductivo trimórfico de *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839).

FIG. 9. Diagram of the phases of trimorphic reproductive cycle of *Tretomphalus bulloides* (Orbigny, 1839).

REGLAMENTO DE PUBLICACIONES DE LA REVISTA GAYANA

La revista Gayana, dedicada al distinguido naturalista francés radicado en Chile don Claudio Gay, es el órgano oficial de Ediciones de la Universidad de Concepción, Chile, para la publicación de resultados de investigaciones originales en las áreas Biológicas y Ciencias Naturales relacionadas con zoología y oceanografía. Es periódica, de un volumen anual compuesto por dos números. Recibe trabajos realizados por investigadores nacionales y extranjeros, elaborados según las normas del presente reglamento. La recepción es permanente. Acepta trabajos escritos en idioma español o inglés. La publicación en otros idiomas deberá ser consultada previamente al Director. Revista Gayana recibe además libros para ser comentados y comentarios de libros, comunicaciones de eventos científicos, obituarios, notas científicas, los cuales se publicarán sin costo luego de ser aceptados por el Comité Editor. Los trabajos deberán ser entregados en disco de computador según se especifica en el Reglamento de formato más tres copias impresas completas (incluir fotocopia de figuras y fotos originales), a doble espacio con líneas de 15 cm de longitud y letra no menor de 12 puntos (excepto letras de la familia Times). El Director de la Revista, asesorado por el Comité de Publicación, se reserva el derecho de aceptar o rechazar el trabajo. Estos se enviarán a pares para su evaluación.

TEXTO

El título principal debe ir todo escrito en letra mayúscula y expresar el contenido real del trabajo. Si incluye un nombre genérico o específico, se indicará el rango sistemático inmediatamente superior (ej. Orden, Familia). El texto deberá contener: Título, título en inglés (o español si el trabajo está en inglés), nombre de los autores, dirección de los autores, Resumen, Abstract, Palabras claves y Keywords (máximo 12 palabras o nombres compuestos separados por coma), Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión y Conclusiones, Agradecimientos y Bibliografía. Estos títulos deberán ir en mayúsculas sin negrita. Los nombres de los autores, dirección de los autores, Palabras claves y Keywords deben ir en altas y bajas (normal), al igual que el resto de los títulos no indicados arriba. Si por alguna circunstancia especial el trabajo debe ser publicado en forma diferente a las disposiciones anteriores, el autor deberá exponer su petición al Director. La primera prueba de imprenta será enviada al autor principal para su corrección antes de la impresión definitiva. Si ello fuera imposible o dificultoso, la corrección será realizada por un Comité de Publicación *ad hoc*, dicha comisión no se hará responsable de lo mencionado en el texto, por lo cual se solicita que los manuscritos vengán en su forma definitiva para ser publicados (jerarquizar títulos, subtítulos, ortografía, redacción, láminas, etc.). Los nombres científicos y las locuciones latinas serán las únicas que irán en *cursiva* en el texto. La primera vez que se cite una unidad taxonómica deberá hacerse con su nombre científico completo (género, especie y autor). Las medidas deberán ser expresadas en unidades del sistema métrico separando los decimales con punto (0,5). Si fuera necesario agregar medidas en otros sistemas, las abreviaturas correspondientes deben ser definidas en el texto. Las citas en el texto deben incluir nombre del autor y año (ejemplo: Smith, 1952). Si hay dos autores se citarán separados por & y seguidos del año previa coma (ejemplo: Gómez & Sandoval, 1985). Si hay más de dos autores, sólo se citará el primero seguido de coma y la expresión *et al.* (ejemplo: Seguel *et al.*, 1991). Si hay varios trabajos de un autor en un mismo año, se citará con una letra en secuencia adosada al año (ejemplo: 1952a). La Bibliografía incluirá sólo las referencias citadas en el texto, dispuestas por orden alfabético del apellido del primer autor, sin número que lo anteceda. La cita deberá seguir las normas de Style Manual of Biological Journals para citar correctamente fechas, publicaciones, abreviaturas, etc. La nomenclatura se registrará por el Código Internacional de Nomenclatura Zoológica.

FIGURAS

Las figuras se numerarán en orden correlativo con números arábigos. Las tablas de igual modo con números romanos. Cada tabla debe llevar un título descriptivo en la parte superior. Los dibujos deben ser de alto contraste y deben llevar una escala para facilitar la determinación del aumento. Las fotografías se considerarán figuras para su numeración; serán en blanco y negro o en color, brillantes, de grano fino y buen contraste y deben ser acompañadas de una escala para la determinación del aumento. La inclusión de fotografías o figuras en color deberá ser consultada previamente al Director de la Revista. No se aceptarán fotografías y dibujos agrupados en la misma lámina. Las fotografías deben ser recortadas para mostrar sólo los caracteres esenciales y montadas en cartulina blanca sin dejar espacios entre ellas cuando se disponen en grupos. En la copia impresa del trabajo se deberá indicar en forma clara y manuscrita la ubicación relativa de las tablas y figuras, si procede. Las ilustraciones deberán tener un tamaño proporcional al espacio en que el autor desea ubicarlas; ancho de una columna: 70 mm; ancho de página: 148 mm; alto de página: 220 mm incluido el texto explicativo. Las láminas originales no deberán tener más del doble del tamaño de impresión ni ser inferior a éste. Se recomienda considerar las reducciones para los efectos de obtener los números de las figuras de similar tamaño dentro del trabajo, luego que éstas se sometan a reducciones diferentes. En el reverso de las láminas originales se deberá indicar el nombre del autor, título del trabajo y número de figuras. Al término del trabajo se deberá entregar en forma secuencial las explicaciones de cada una de las figuras.

REGLAMENTO DE FORMATO

Los manuscritos se recibirán sólo en discos de computador de 3,5", formateados para computadores Apple Macintosh o IBM/PC compatibles. Los trabajos pueden tener el formato de cualquiera de los siguientes programas: Microsoft Word (cualquier versión) - WordStar (3.0 al 6.0) - WordPerfect 4.2 ó 5.1 (PC o Mac). **Letra.** Cualquiera letra tamaño 12 o superior, excepto Times. **Espacios.** Colocar un único espacio después de cualquier signo ortográfico [punto, coma, comillas, dos puntos, punto y coma] y **nunca** antes del signo ortográfico. La única excepción a esta regla se aplica en las iniciales del autor en la Bibliografía y en las citas en el trabajo. **Párrafos.** Los párrafos deben ir sin sangría, justificados y sin espacio entre un párrafo y otro. En lo posible evite las palabras subrayadas, si desea destacar algo utilice negrita. Destine los caracteres cursiva para los nombres científicos o palabras latinas, incluso si se escriben en mayúsculas. Cuando encabezan un párrafo deben ir en negrita cursiva. **Comillas.** Sólo usar doble comillas (" "). no usar otro signo similar o equivalente. **Letras griegas.** No incluir letras griegas en el texto, ni provenientes del teclado ni manuscritas. En su lugar escribir el nombre de la letra (ejemplo: alfa), en la impresión definitiva aparecerá el carácter griego. **Macho y Hembra.** Para indicar, en Material Examinado, los símbolos macho y hembra, éstos deben escribirse (macho, hembra), en la impresión definitiva aparecerá el símbolo correspondiente. **Bibliografía.** Los nombres de los autores deben ir en altas y bajas. Coloque un punto antes y después del año de publicación (ejemplo: Smith, J.G. & A.K. Collins, 1983.). No use sangrías. Para las referencias que son volúmenes no use espacio después de dos puntos (ejemplo: Rev. Biol. Mar. 4(1):284-295). **Tablas.** Reducir al máximo el uso de tablas o cuadros complicados o difíciles de componer. No usar espaciador para separar una columna de otra en las tablas, para ello usar exclusivamente tabuladores. No se aceptarán trabajos que contengan tablas confeccionadas con espaciador. Los manuscritos que no cumplan con esta reglamentación serán devueltos a sus autores para su corrección antes de incorporarlos al proceso de revisión.

VALOR DE IMPRESION. US\$ 20.00 por página (con láminas en blanco y negro), y de US\$ 35.00 por página (con láminas en color). El Director de la Revista considerará la exención total o parcial del valor de publicación para manuscritos no originados en proyectos de investigación.



3 9088 01221 1454

Ambiente terrestre / Terrestrial environments

- ALARCÓN, M.E. Estado actual del conocimiento de los sifonápteros presentes en Chile (Insecta: Siphonaptera) 1
 Present state of the knowledge of the siphonaptera in Chile (Insecta: Siphonaptera)

- PAMPLONA, D.M.; C.J. EINICKER, M. SOUTO, C.C. DE CIMA, Z. DE M. BORGES & V. CID. Colección de Díptera del Museu Nacional-Brasil. Sistema de recuperación de información y una investigación sobre las colecciones de Asiloidea, Syrphidae y Cecidomyiidae (Insecta-Diptera) 19
 Diptera collection at the Museu Nacional-Brasil. System for retrieval of information and a survey on Asiloidea, Syrphidae and Cecidomyiidae collections (Insecta-Diptera)

- QUIRAN, E.M. & J.P. STEIBEL. Efecto del olor asociado a la fuente de alimento en el sistema de reclutamiento en obreros de *Acromyrmex lobicornis* Emery, 1887 (Hymenoptera: Formicidae) 43
 Food odor effects in the recruitment system of workers in *Acromyrmex lobicornis* Emery, 1887 (Hymenoptera: Formicidae)

- RODRIGUEZ, M. & A.O. ANGULO. Aparato estridulador y modelo bioacústico del llamado de dos especies de Gryllidae presentes en Chile (Orthoptera: Ensifera: Tettigoniidae: Gryllidae) 47
 Stridulatory apparatus and bioacoustic model of call song of two species of Gryllidae from Chile (Orthoptera: Ensifera: Tettigoniidae: Gryllidae)

- VARGAS, P. Nueva especie de microgastropodo humícola para Chile, *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. (Stylommatophora: Charopidae) 61
 New species of humicolous microgastropod from Chile, *Radiodiscus quillajicola* spec. nov. (Stylommatophora: Charopidae)

Ambiente acuático / Aquatic environments

- ALVEAL, K.; H. ROMO, P. GUTIERREZ & M. NÚÑEZ. Tabiques cribados, fase inicial en la estructuración de paredes celulares en Phaeophyta 67
 Sieve wall, initial stage on the cellular wall construction in Phaeophyta

- DE LOS RÍOS, P. Descripción morfométrica de la población de *Artemia* (Leach, 1819) de Salina El Convento (Valparaíso, Chile) 79
 Morphometric description of the *Artemia* (Leach, 1819) population of "El Convento" salt pond (Valparaíso, Chile)

- MOYANO, H.I. & H. RISTEDT. Los Sclerodermidae (Bryozoa) del Mar de Weddell Oriental recolectados durante las expediciones antárticas I, II y V del buque de investigación Polarstern 83
 The Sclerodermidae (Bryozoa) of the eastern Weddell collected during the Antarctic I, II, V expeditions of the R/V Polarstern

- VIGLIANO, P.H. & M. ALONSO. Potencial económico de la pesca recreacional en la Argentina. Una forma de pesca artesanal poco conocida y su posible impacto en economías regionales de países no desarrollados 109
 Economic potential of spot fishing in Argentina. A not well known type of artisanal fishing and its possible impact on regional economies of developing countries

- ZAPATA, J.; M. MARCHANT & J. OLIVARES. Presencia y antecedentes del ciclo reproductivo de *Tretomphalus bullioides* (Orbigny, 1839) (Foraminifera: Rosalimidae) en islas oceánicas chilenas 115
 Presence and data about reproductive cycle of *Tretomphalus bullioides* (Orbigny, 1839) (Foraminifera: Rosalimidae) in Chilean oceanic islands



Dirigir correspondencia a:

COMITÉ DE PUBLICACIÓN
 REVISTA GAYANA
 CASILLA 160-C
 CONCEPCIÓN, CHILE
 E-mail: gayana@udec.cl

EDICIONES UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN